

Aus der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde,

Universitätsklinikum des Saarlandes, Homburg/Saar

Direktor: Prof. Dr. M. Hannig

Kontamination chirurgischer Mund- Nasen- Schutzmasken durch patientenassoziierte orale Bakterien bei zahnärztlichen Behandlungen

Dissertation zur Erlangung des Grades eines Doktors der Zahnheilkunde

der Medizinischen Fakultät

der UNIVERSITÄT DES SAARLANDES

2025

vorgelegt von:

Janina Lang

geb. am: 03.12.1999 in Würzburg

Tag der Promotion: 08.06.2026

Dekan: Prof. Dr. M. Hannig

1. Berichterstatter: Prof. Dr. S. Rupf

2. Berichterstatter: Prof. Dr. B. Gärtner

In Liebe und Dankbarkeit meiner Familie gewidmet

Inhaltsverzeichnis

INHALTSVERZEICHNIS	1
1 ZUSAMMENFASSUNG	- 1 -
1.1 DEUTSCHE ZUSAMMENFASSUNG	- 1 -
1. 2 ABSTRACT	- 3 -
2. EINLEITUNG	- 5 -
2.1 LITERATURÜBERSICHT	- 6 -
2.1.1.Übertragungswege von Keimen	- 6 -
2.1.2 Infektionsprävention durch PSA	- 7 -
2.1.3 Das orale Mikrobiom: Zusammensetzung, Einflussfaktoren und gesundheitliche Bedeutung	- 12 -
2.1.4. Keimspektrum dentaler und nicht-dentaler Aerosole	- 17 -
2.1.5. Kultivierung von Mikroorganismen	- 18 -
2.1.6 MALDI - TOF (Matrix Assisted Laser Desorption/Ionization - Time of Flight Massenspektrometrie).....	- 19 -
2.2 ZIELSETZUNGEN/ HYPOTHESE	- 20 -
3. MATERIAL UND METHODE	- 22 -
3.1 MATERIALIEN.....	- 22 -
3.2 VERSUCHSAUFBAU	- 25 -
3.2.1 Agarplatten	- 25 -
3.2.2 Gasentwicklungssäckchen	- 26 -
3.2.3 Schematische Zusammenfassung des Studienaufbaus.....	- 27 -
3.2.4 Rahmenbedingungen	- 27 -
3.2.5 Probanden.....	- 28 -
3.3 VERSUCHSABLAUF	- 28 -
3.3.1 Vorbereitende Maßnahmen	- 28 -
3.3.2 Behandlungsmodalitäten.....	- 30 -
3.3.3 Probenentnahme.....	- 31 -
3.3.4 Mikrobielle Kultivierung der Agarplatten	- 33 -
3.3.5 Mikrobiologische qualitative Analyse.....	- 35 -
3.3.6 Mikrobiologische quantitative Analyse.....	- 36 -
3.3.7 Abgleichen der Bakterienspezies	- 37 -
3.4 KONTROLLPROBEN.....	- 37 -

3.5 STATISTIK	- 38 -
4. ERGEBNISSE	- 39 -
4.1 ERGEBNISSE DER UNTERSUCHUNGEN	- 39 -
4.2 ÜBEREINSTIMMENDE SPEZIES	- 39 -
4.3 QUANTITATIVE ANALYSE	- 43 -
4.4 QUALITATIVE ANALYSE	- 46 -
4.5 KONTROLLPROBEN	- 53 -
5. DISKUSSION	- 54 -
5.1 GRUNDLAGEN	- 54 -
5.2 ANALYSE UND INTERPRETATION DER ERGEBNISSE IM VERGLEICH MIT DER AKTUELLEN LITERATUR	- 55
-	
5.2.1 Vergleich der mikrobiellen Maskenkontamination bei Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition	- 58 -
5.3 METHODISCHE HERAUSFORDERUNGEN UND LIMITATIONEN	- 60 -
5.3.1 Patientenselektion und Hygienemanagement	- 60 -
5.3.2 Einschränkungen bei der Erfassung von Übereinstimmenden Spezies	- 62 -
5.3.3 Mögliche Ursachen der geringen Nachweisrate oraler Mikroorganismen auf dem MNS...	- 63 -
5.3.4 MALDI-TOF-MS und mögliche Alternativen	- 64 -
5.3.5 Einsatz von GasPaks zur Aufrechterhaltung geeigneter Kulturbedingungen	- 65 -
5.4. KONKLUSION	- 66 -
6. LITERATURVERZEICHNIS	- 68 -
7. PUBLIKATION / DANKSAGUNG	- 101 -
7.1 PUBLIKATION	- 101 -
7.2 DANKSAGUNG	- 101 -
8. LEBENS LAUF	- 103 -
9. ANHANG	- 104 -
9.1 DETAILLIERTE ERGEBNISSE	- 104 -

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Materialliste
Tabelle 2:	Behandlungsmodalitäten mit übereinstimmenden Spezies in absoluten Werten.
Tabelle 3:	Übereinstimmende Spezies (ÜS) zwischen intraoralen Proben und den Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) bei vier verschiedenen Behandlungsmodalitäten.
Tabelle 4:	Alle Mikroorganismen mit jeweiligem Lebensraum und Detektionsfrequenz je Behandlungsmodalität.

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:	Columbia Agarplatte und Kochblut Agarplatte
Abbildung 2:	Flow-Chart des Studienaufbaus
Abbildung 3:	Persönliche Schutzausrüstung während der Behandlung
Abbildung 4:	Abstrichtupfer (eSwab™)
Abbildung 5:	Intraorale Probenentnahme mittels Abstrichtupfer
Abbildung 6:	Kontaktprobe der zentralen Außenfläche des Mund-Nasen-Schutzes auf einer Agarplatte
Abbildung 7:	3-Ösen-Ausstrich auf Columbia Agarplatte
Abbildung 8:	Inkubationsbehälter mit Agarplatten und einem Gasentwicklungssäckchen vor Inkubation
Abbildung 9:	Columbia Agarplatte nach 3-Ösen-Ausstrich mit darauf wachsenden Bakterienkolonien
Abbildung 10:	Edelstahl-Target mit Bakterienkolonien nach Fixierung mittels Ameisensäure und Matrix
Abbildung 11:	MALDI Biotyper™
Abbildung 12:	Behandlungsmodalitäten mit übereinstimmenden Spezies (ÜS) in relativen Werten
Abbildung 13:	Übereinstimmende Spezies (ÜS) im Vergleich: Einzelzahnbehandlungen zu Behandlungen der gesamten Dentition in relativen Werten

- Abbildung 14: Darstellung des Mittelwerts der Koloniebildenden Einheiten (KBE) auf dem MNS je Behandlungsmodalität
- Abbildung 15: Darstellung des Mittelwerts der KBE auf dem MNS unterteilt in Behandlungen der gesamten Dentition (Professionelle Zahnreinigung und Parodontitisbehandlung) und Einzelzahnbehandlungen (endodontische Therapie und Füllungstherapie)
- Abbildung 16: Darstellung des relativen Anteils der verschiedenen Gattungen am Gesamtspektrum der auf dem MNS detektierten Gattungen bei Behandlungen der gesamten Dentition (Professionelle Zahnreinigung, Parodontitisbehandlung)
- Abbildung 17: Darstellung des relativen Anteils der verschiedenen Gattungen am Gesamtspektrum der auf dem MNS detektierten Gattungen bei Einzelzahnbehandlungen (Füllungstherapie, Endodontische Behandlung)
- Abbildung 18: Darstellung des relativen Anteils verschiedener Mikroorganismen am gesamten Keimspektrum bei zahnmedizinischen Behandlungen der gesamten Dentition
- Abbildung 19: Darstellung des relativen Anteils verschiedener Mikroorganismen am gesamten Keimspektrum bei zahnmedizinischen Behandlungen einzelner Zähne (Einzelzahnbehandlungen)
- Abbildung 20: Relative Anteile der auf dem MNS isolierten Mikroorganismen auf Gattungsebene während der Professionellen Zahnreinigung und Parodontitisbehandlung
- Abbildung 21: Relative Anteile der auf dem MNS isolierten Mikroorganismen auf Gattungsebene während der Füllungstherapie und der endodontischen Behandlung

Abkürzungsverzeichnis

AST	Antibiotic Susceptibility testing (Deutsch: Antibiotika-Resistenztestung)
CHX	Chlorhexidin
COVID-19	Coronavirus disease 2019
DAHZ	Deutsche Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin
DGP	Deutsche Gesellschaft für Pneumologie und Beatmungsmedizin
FFP	Filtering Face Piece (Deutsch: partikelfiltrierende Halbmasken)
GasPaks	Gasentwicklungssäckchen
h	Hours - Stunden
HCCA	α -Cyano-4-hydroxycinnamic acid
KBE	Koloniebildende Einheiten
Kochblut-Agar	Chocolate-Agar
MALDI-TOF MS	Matrix-assisted Laser Desorption/Ionisation-Time-of-Flight Mass Spektrometrie
MNS	Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II
MRSA	Methicillin-resistenter <i>Staphylococcus aureus</i>
NaOCl	Natriumhypochlorit
PCR	Polymerase-Chain-Reaction (Deutsch: Polymerase- Kettenreaktion)
PE	Polyethylen
PSA	Persönliche Schutzausrüstung
PZR	Professionelle Zahnreinigung
TSA	Trypticase-Soja-Agar
ÜS	Übereinstimmende Spezies
X-Faktor	Hämin
V-Faktor	Nicotinamid-Adenin-Dinukleotid, NAD

1 Zusammenfassung

1.1 Deutsche Zusammenfassung

Hintergrund

In den letzten Jahren hat die Infektionsprävention in der Zahnmedizin an Bedeutung gewonnen. Zahnärztliche Eingriffe, die mit Sprühnebelbildung einhergehen, führen zur Freisetzung von Bioaerosolen, welche die persönliche Schutzausrüstung des Behandlungsteams kontaminieren können. Besonders der medizinische Mund-Nasen-Schutz ist in diesem Zusammenhang regelmäßig einer bakteriellen Belastung ausgesetzt. Die Mikroorganismen der Bioaerosole stammen aus unterschiedlichen Quellen. Bislang liegt jedoch keine Studie vor, die einen direkten Zusammenhang zwischen der oralen Mikroflora der Patienten und den auf den Masken der Behandler nachweisbaren Bakterienspezies belegen konnte.

Material und Methoden

Die prospektive Studie wurde an der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes durchgeführt und umfasste 126 Aerosol generierende Behandlungen. Eingeschlossen wurden sowohl Einzelzahntherapien (Füllungstherapie, endodontische Behandlung) als auch Behandlungen der gesamten Dentition (professionelle Zahnreinigung, Parodontitistherapie). Vor Behandlungsbeginn erfolgte der intraorale Abstrich beim Patienten, nach Behandlungsende wurden die Masken der Behandler für zehn Sekunden auf Columbia- und Chocolate-Agarplatten abgedrückt. Die anschließende Kultivierung erfolgte für 48 Stunden bei 35 °C +/- 2 °C in einer CO₂-angereicherten Atmosphäre. Anschließend wurden alle phänotypisch unterscheidbaren Kolonien mittels MALDI-TOF Massenspektrometrie identifiziert. Als Kontrollproben dienten fünf chirurgische Masken, die während simulierter Aerosol produzierender Behandlungen an Phantomköpfen getragen wurden.

Ergebnisse

Eingeschlossen wurden 126 Aerosol produzierende Behandlungen, darunter 50 professionelle Zahnreinigungen, 33 Parodontitisbehandlungen, 31 Füllungstherapien und 12 endodontische Behandlungen. Pro Behandlung wurden jeweils vier Agarplatten verwendet, was zu insgesamt 504 Kulturen führte, davon 252 für intraorale Abstriche und 252 für die Masken. In 42 % der Behandlungen konnten identische Bakterienspezies sowohl in den

intraoralen Proben als auch auf den Masken des Behandlungsteams nachgewiesen werden. Die Kontaminationsrate variierte signifikant zwischen den vier Behandlungsmodalitäten (Kruskal-Wallis-Test, $p = 0,01216$), wobei Masken nach professioneller Zahnreinigung deutlich stärker kontaminiert waren. Die am häufigsten sowohl intraoral als auch auf den Masken nachgewiesenen Mikroorganismen waren *Staphylococcus epidermidis*, gefolgt von *Actinomyces oris* und *Micrococcus luteus*. Die Mikroorganismen, die sowohl in den oralen Proben als auch auf den Masken nachgewiesen wurden, zeigten eine signifikante Korrelation ($r_s = 0,63982$, $p = 0,018$). Die Ergebnisse belegen erstmals eindeutig, dass orale Mikroorganismen von der Mundhöhle des Patienten auf die Außenseite chirurgischer Masken übertragen werden können und damit den direkten Übertragungsweg nachvollziehbar machen.

Schlussfolgerung

Orale Mikroorganismen aus der Mundhöhle des Patienten lassen sich auf der Außenseite von chirurgischen Masken nachweisen. Daher sollte beim Einsatz persönlicher Schutzausrüstung in der Zahnmedizin berücksichtigt werden, dass sich potenziell pathogene Mikroorganismen auf Masken absetzen und diese somit selbst zu einer Infektionsquelle werden können. Ein konsequenter Maskenwechsel nach jeder Behandlung ist daher dringend zu empfehlen. Ergänzende Schutzmaßnahmen, wie der Einsatz von Gesichtsvisieren sowie präprozedurale antimikrobielle Mundspülungen, können die mikrobiologische Belastung weiter reduzieren. Zukünftige Studien sollten zusätzlich den Einfluss weiterer möglicher Kontaminationsquellen, wie kontaminierter Wasserleitungen oder der allgemeinen Raumluft, untersuchen, während bestehende Schutzmaßnahmen regelmäßig überprüft und durch gezielte Strategien zur Minimierung der mikrobiellen Belastung ergänzt werden sollten.

1. 2 Abstract

Background

In recent years, the prevention of infections in dentistry has become increasingly important. Dental procedures that generate spray aerosols can release bioaerosols, which may contaminate the personal protective equipment (PPE) worn by the treatment team. In this context, medical face masks are frequently exposed to bacterial contamination. The microorganisms in these bioaerosols originate from various sources. However, to date, no study has directly demonstrated a correlation between the oral microbiota of patients and the bacterial species detectable on the masks of dental practitioners.

Methods

This prospective study, which included 126 aerosol-generating procedures, was carried out at the Clinic for Conservative Dentistry, Periodontology, and Preventive Dentistry at Saarland University. These procedures included both single-tooth treatments, such as restorative therapy and endodontic treatment, and full-mouth procedures, such as professional dental cleaning and periodontal therapy. Prior to treatment, intraoral swabs were obtained from the patients. After treatment, the operators' masks were pressed onto Columbia and Chocolate agar plates for ten seconds. The agar plates were incubated for 48 hours at $35\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ in an atmosphere enriched with CO_2 . Afterwards, all colonies showing distinct phenotypic characteristics were identified through MALDI-TOF mass spectrometry. Five surgical masks worn during simulated aerosol-generating procedures on phantom heads served as control samples.

Results

A total of 126 aerosol-generating procedures were included, comprising 50 professional tooth cleanings, 33 periodontal treatments, 31 filling therapies and 12 endodontic treatments. Four agar plates were used for each treatment, resulting in a total of 504 cultures, with 252 for intraoral swabs and 252 for the masks. Identical bacterial species were detected in both the intraoral samples and the masks in 42 % of cases. Contamination rates varied significantly between the four treatment modalities (Kruskal-Wallis test, $p = 0.01216$), with masks worn during a professional tooth cleaning showing notably higher levels of contamination. The most frequently detected microorganisms in both intraoral samples and on the masks were *Staphylococcus epidermidis*, followed by *Actinomyces oris* and *Micrococcus luteus*. There was a significant correlation between the microorganisms present in the oral samples and on the masks ($r_s = 0.63982$, $p = 0.018$). These results provide the first clear evidence that oral

microorganisms can be transferred from a patient's oral cavity to the outside of a surgical mask, demonstrating a direct route of transmission.

Conclusion

Microbial species originating from the patient's mouth can adhere to the outer layer of surgical masks. During dental treatments, it is important to consider that potentially pathogenic microorganisms can accumulate on the surface of personal protective equipment, such as masks, and may serve as a source of contamination. Consistent replacement of masks after each patient is advised. Additional protective strategies, such as the use of face shields and pre-procedural antimicrobial rinses, can further reduce microbial exposure. Future research should also address other possible contamination pathways, including waterlines and room air. Current protective practices should be routinely evaluated and enhanced with targeted strategies to minimize the risk of microbial transmission.

2. Einleitung

Die Prävention der Übertragung von Pathogenen sowohl zwischen den Patienten untereinander als auch zwischen Patienten und medizinischem Fachpersonal spielt im Praxisalltag eine wichtige Rolle. Angesichts des oft hohen Patientenaufkommens in Ambulanzen und Praxen ist die strikte Einhaltung von Hygienemaßnahmen essenziell. Neben der Reinigung der Praxisräume und der sachgerechten Aufbereitung medizinischer Instrumente ist auch ein verantwortungsbewusster Umgang mit der Schutzkleidung von großer Bedeutung. In der Zahnmedizin kommt dieser Aspekt besonders zum Tragen, da bei zahnärztlichen Eingriffen regelmäßig Aerosole entstehen, die sowohl die Schutzausrüstung als auch die Umgebung potenziell kontaminieren können [80,81,84]. Die Entstehung dieser Aerosole ist unvermeidlich, insbesondere weil die Nutzung von leistungsstarken Mikromotoren, Turbinen und Ultraschallgeräten eine konstante Kühlung des Pulpa-Dentin-Komplexes erfordert, um thermische Schädigungen zu verhindern [84,93]. Temperaturen über 42,5°C können irreversible Schäden an der Pulpa verursachen und ab 52°C besteht das Risiko einer Pulpanekrose [93,175]. Diese kritischen Temperaturen können durch unzureichende Kühlung auftreten [93]. Um dies zu vermeiden, ist eine adäquate Wasserkühlung während der Behandlung unverzichtbar [63]. Die hohen Drehzahlen der Instrumente bis zu 200.000 Umdrehungen pro Minute bei Mikromotoren und bis zu 400.000 bei Turbinen können ohne entsprechende Kühlung zu Temperaturen von bis zu 240°C an der Schmelz-Zement-Grenze führen [9,63,84,216]. Die Anwendung von Kühlwasser spielt daher eine entscheidende Rolle, indem sie nicht nur eine Überhitzung des Operationsgebiets verhindert, sondern auch das Verstopfen des Bohrers mit Abrieb minimiert und als Schmiermittel fungiert, was eine optimale Interaktion zwischen dem Schneidewerkzeug und der Zahnschmelz gewährt [63]. Folglich entstehen Aerosole, die Abrieb der Präparation und Bestandteile des Mundhöhlenmilieus enthalten und so ein Kontaminationsrisiko für das Behandlungsteam darstellen [221]. In der Studie von Yuedi Yu *et al.* [221] zeigte sich, dass zahnärztliche Handstücke unter Kühlung einen Aerosolkontaminationsradius von bis zu 60 cm erzeugen, wobei das Risiko innerhalb von 30 cm besonders hoch ist. Die höchste Viruslast und Aerosolbildung wurde bei einer Handstückgeschwindigkeit von 40.000 U/min beobachtet [221]. Zur Simulation von Aerosolen und Tröpfchen wurde in der Studie ein mit Farbstoff getränktes künstliches Zahnmodell verwendet, um das Spritzverhalten auf Filterpapieren rund um das Modell sowie auf den Gesichtsvisieren von Behandler und Assistent zu erfassen. Dabei wurde ein einstellbares Handstück in vier Geschwindigkeiten (10.000–40.000 U/min) und drei Kühlverhältnissen betrieben; jede Kombination wurde dreimal wiederholt und die Spritzer anschließend gezählt [221]. Auch die Weltgesundheitsorganisation (WHO) weist

darauf hin, dass zahnmedizinische Geräte Aerosole und Tröpfchen produzieren könnten, was das Übertragungsrisiko von Infektionskrankheiten erhöhen könnte [65]. Die Entstehung von Aerosolen, aber auch der enge Patientenkontakt bei zahnärztlichen Behandlungen stellen potenzielle Übertragungswege für mikrobielle und virale Erreger dar, weshalb deren genaue Erforschung essenziell ist, um wirksame Präventionsmaßnahmen ableiten und das Infektionsrisiko im Praxisalltag nachhaltig minimieren zu können.

2.1 Literaturübersicht

2.1.1. Übertragungswege von Keimen

Während der zahnmedizinischen Behandlung entsteht direkter Kontakt zwischen dem Behandlungsteam und dem Patienten, wodurch verschiedene Übertragungswege für Krankheitserreger eröffnet werden. Zu Infektionsquellen zählen das Mikrobiom von Speichel und Blut sowie der orale Biofilm auf erkranktem Gewebe, wie es bei Parodontitis der Fall ist, oder auf kariös veränderter Zahnschmelz [21,80]. Weiterhin können Zahnstein, Biofilm und der Nasopharynx als Reservoirs für Mikroorganismen dienen [21,38]. Neben diesen patientenbezogenen Quellen existieren auch patientenunabhängige Ursprünge für Aerosole, beispielsweise durch kontaminierte Wasserleitungen zahnmedizinischer Einheiten [226] oder allgemeine Luftkontamination [103]. Die Verbreitung dieser Mikroorganismen kann durch direkten Handkontakt, nicht sachgerecht sterilisierte Instrumente, Aerosole oder Nadelstichverletzungen erfolgen [207]. Besonders bei der Anwendung wassergekühlter Instrumente im Mundraum des Patienten entstehen Aerosole, die durch in der Mundhöhle oder in der Wasserleitung der Dentalgeräte vorkommende Mikroorganismen kontaminiert sind [120,207]. Diese freigesetzten Mikroorganismen in den Aerosolen verstärken die mikrobielle Belastung der Raumluft und können die Oberflächen im Behandlungsbereich kontaminieren, was Aerosole zu einem wesentlichen Übertragungsweg für Keime macht [120,207]. Aerosole enthalten mikrobienhaltige Tröpfchen [191]. Größere Tröpfchen mit einem Durchmesser von über 100 µm sinken schnell zu nahegelegenen Oberflächen, während kleinere Tröpfchen mit einem Durchmesser von unter 10 µm leichter sind und stundenlang in der Luft schweben können, bevor sie sedimentieren [48,224]. Dies zeigt, dass insbesondere der unmittelbare Bereich um den Patienten einer starken Tröpfchenexposition ausgesetzt ist [129].

Das Infektionsrisiko, das sich daraus ergibt, wird jedoch von mehreren Faktoren beeinflusst, darunter die Virulenz des Erregers, die Expositionsmenge und -häufigkeit sowie die generelle Wahrscheinlichkeit einer Übertragung [207]. Neben dem Risiko einer Übertragung auf das medizinische Personal besteht auch die Gefahr einer Übertragung auf den Patienten. So wurden bereits Fälle dokumentiert, in denen Hepatitis B-Viren von einem Zahnarzt auf

Patienten übertragen wurden [85,182]. Damit stellen Aerosole ein gesundheitliches Risiko sowohl für das zahnmedizinische Personal als auch für Patienten dar [67], insbesondere für ältere Menschen und Personen mit vorbestehenden Lungenerkrankungen [223]. Das unterstreicht die Bedeutung von Hygienemaßnahmen zur Unterbindung solcher Übertragungswege. Allerdings besteht die Gefahr, dass die vorgeschriebenen Hygienestandards und Präventionsmaßnahmen aufgrund von Zeitdruck nicht immer befolgt werden. Eine Studie von Mutters *et al.* [148] zeigte, dass Handschuhe zwischen verschiedenen zahnärztlichen Eingriffen oder Patienteninteraktionen teilweise nicht gewechselt wurden. Zudem wurde festgestellt, dass nur 30-40% der Zahnärzte nach dem Ausziehen der Handschuhe eine angemessene Händedesinfektion durchführen. Auch der Gebrauch von Schutzbrillen war nicht selbstverständlich [148].

2.1.2 Infektionsprävention durch persönliche Schutzausrüstung (PSA)

Der Deutsche Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin (DAHZ) hebt die Bedeutung der persönlichen Schutzausrüstung (PSA) zur Vermeidung von Krankheitsübertragungen zwischen Patienten und medizinischem Personal sowie unter den Patienten selbst hervor [56]. Zu den zentralen Bestandteilen der Schutzausrüstung zählen Schutzkittel, Haarhauben, Schutzhandschuhe, medizinischer Mund-Nasen-Schutz Typ II (MNS) sowie Atemschutzmasken der Kategorien Filtering Face Piece 2 und 3 (FFP 2, FFP 3), ergänzt durch Schutzbrillen und Gesichtsvisiere. Zum Schutz des Patienten wird neben der PSA zusätzlich der Einsatz von Abdecktüchern und Patientenumhängen empfohlen. Insbesondere infolge der globalen COVID-19-Pandemie rückte die Bedeutung von MNS im Rahmen der Infektionsprävention verstärkt in den Fokus der wissenschaftlichen Betrachtung, da sie nicht nur zur Reduktion viraler Übertragungen, sondern auch zur Vermeidung bakterieller Kontaminationswege beitragen. Weil das konsequente Tragen vollständiger PSA im klinischen Alltag häufig herausfordernd ist, nutzen Zahnärztinnen und Zahnärzte in der Regel zumindest MNS, Schutzhandschuhe und Schutzbrillen. Eine Studie von Alkadi *et al.* [7] mit 217 teilnehmenden Zahnmedizinern unterschiedlicher Ausbildungsstufen am College of Dentistry KSAU-HS (40 % Männer, 60 % Frauen) unterschiedlicher Ausbildungsstufen zeigte eine hohe Umsetzung grundlegender Hygienemaßnahmen wie Händedesinfektion (81 %) und Tragen von Schutzhandschuhen (90 %). Defizite bestanden jedoch beim Wechsel des MNS zwischen den Behandlungen, der nur von 31 % der Befragten regelmäßig durchgeführt wurde [7]. Dieses Verhalten birgt ein erhöhtes Risiko für Kreuzkontaminationen, wie auch die Untersuchung von Gund *et al.* bestätigt, in der in etwa 70 % der Fälle eine Übertragung von Keimen auf sterile Handschuhe durch Kontakt mit kontaminierten MNS nachgewiesen wurde [80].

Schutzmasken

Beim Schutz der Mund- und Nasenregion ist zwischen MNS und FFP-Masken zu unterscheiden. Beide Maskentypen stellen wesentliche Bestandteile der PSA dar und dienen dem Schutz vor Partikeln, Tröpfchen und Aerosolen. Während der COVID-19-Pandemie wurde vielfach vermittelt, dass der MNS primär dem Fremdschutz dient. Bei korrektem, dichtem Sitz kann der MNS jedoch auch einen begrenzten Eigenschutz vor Spritzern und größeren Aerosolbestandteilen im unmittelbaren Nahbereich zum Patienten bieten. Im Vergleich zu FFP2-Masken ist der Schutz vor Aerosolen jedoch reduziert, insbesondere bei unzureichender Passform, da hierbei ungefilterte Umgebungsluft an den Maskenrändern vorbeiströmen und eingeatmet werden kann [18,32,90]. Demgegenüber gewährleisten FFP-Masken - insbesondere Modelle ohne Ausatemventil - sowohl einen effektiven Eigen- als auch Fremdschutz.

Die Deutsche Gesellschaft für Pneumologie und Beatmungsmedizin (DGP) weist darauf hin, dass die Effektivität des MNS wesentlich von der Qualität des Materials und der Passform abhängt [53]. FFP-Masken bieten hingegen aufgrund ihrer höheren Filterleistung einen umfassenderen Schutz sowohl vor Tröpfchen als auch vor Aerosolen. Sie filtern Partikel ab einer Größe von 0,3 Mikrometern und werden je nach Filtereffizienz in drei Klassen unterteilt: FFP1-Masken filtern mehr als 80 %, FFP2-Masken über 94 % und FFP3-Masken mehr als 99 % der Partikel [32]. Diese Masken müssen dicht am Gesicht anliegen, um eine Schutzwirkung für Träger und Umgebung zu gewährleisten [32,53]. Masken ohne Ausatemventil reinigen sowohl die eingeatmete als auch die ausgeatmete Luft, wohingegen Masken mit Ventil hauptsächlich dem Schutz des Trägers dienen [32]. Besonders bei aerosolübertragbaren oder hochkontagiösen Erkrankungen wird der Einsatz von FFP2- oder FFP3-Masken empfohlen [154]. Im zahnärztlichen Bereich, wo regelmäßig aerosolbildende Maßnahmen durchgeführt werden, sind FFP2-Masken aufgrund ihrer hohen Filtrationsleistung ebenfalls indiziert [171,208]. Nachteilig wirken sich FFP-Masken auf die kognitive Leistungsfähigkeit aus, da sie zu einer erhöhten CO₂-Konzentration im Atembereich führen können, was Ermüdungserscheinungen und eine Beeinträchtigung der Aufmerksamkeit sowie der Entscheidungsfähigkeit nach sich ziehen kann [8,167,178]. Studien zeigen, dass bereits moderate CO₂-Erhöhungen die Konzentration und das Entscheidungsverhalten negativ beeinflussen können [167]. Eine Pilotstudie von Acuti Martellucci *et al.* [5] bestätigte, dass beim Tragen von Masken messbare CO₂-Anstiege auftreten, wodurch Experten regelmäßige Pausen während der Tragezeit empfehlen, um die Belastung zu reduzieren und die Leistungsfähigkeit aufrechtzuerhalten.

Untersuchungen von Hemmer *et al.* belegten, dass ein MNS, getragen von der Aerosol produzierenden Person, die Abgabe von Partikeln signifikant reduzieren kann, während auf

der Empfängerseite kein vergleichbarer Schutzeffekt festgestellt wurde. Die durchschnittliche Filtrationseffizienz des MNS lag bei 96 % für Bakterien und 90 % für Viren, was dessen Bedeutung im Fremdschutz unterstreicht [90]. Im Gegensatz dazu zeigte die Studie von Sterr et al., dass chirurgische MNS unter bestimmten Bedingungen eine ähnlich gute Schutzwirkung gegenüber Aerosolen wie FFP2-Masken erzielen können [193]. Gund et al. (2020) wiesen in ihrer Untersuchung nach, dass chirurgische MNS nach Aerosol generierenden zahnärztlichen Behandlungen mikrobiell kontaminiert sind. Bei fünf verschiedenen zahnmedizinischen Prozeduren (Füllungstherapie, Endodontie, professionelle Zahnreinigung, Parodontitistherapie sowie Präparationen für indirekte Restaurationen) wiesen alle 50 analysierten Masken bakterielle Verunreinigungen auf. Am häufigsten wurde *Staphylococcus epidermidis* nachgewiesen (22 von 50 Masken). Zudem konnte gezeigt werden, dass bei Kontakt steriler Handschuhe mit bereits verwendeten MNS eine Keimübertragung stattfindet [80]. Zur Vermeidung solcher Übertragungen wird empfohlen, den MNS nach jedem Patientenkontakt zu entsorgen und direkte Berührungen der Außenseite zu vermeiden. Weitere Untersuchungen bestätigen diese Kontaminationsrisiken: Mareeswari et al. (2016) fanden bei der Analyse von 100 nach 30-minütigem Einsatz getragenen MNS durch Zahnärzte ebenfalls in allen Fällen eine mikrobielle Besiedelung [139]. Ähnliche Ergebnisse lieferte die Studie von Sachdev et al. [173], in der 240 chirurgische MNS aus unterschiedlichen zahnmedizinischen Fachbereichen untersucht wurden. Hierbei zeigte sich eine signifikant höhere Kontamination der Außenseite der Masken (180 ± 110 KBE/ml/Stück) im Vergleich zur Innenseite (48 ± 26 KBE/ml/Stück), was auf eine verstärkte Exposition gegenüber Umgebungskeimen hinweist [173]. Zusammenfassend lässt sich feststellen, dass MNS-Typ II und FFP2-Masken hinsichtlich Schutzwirkung und Anwendung differenziert betrachtet werden müssen. Aufgrund der überlegenen Filterleistung werden FFP2-Masken bei aerosolintensiven zahnmedizinischen Eingriffen bevorzugt empfohlen [31,39,171,190].

Schutzhandschuhe

Das Tragen von Schutzhandschuhen stellt eine zentrale Maßnahme zum Schutz des medizinischen Personals vor potenziell infektiösem Material dar. Handschuhe sind grundsätzlich vor jeder Patientenbehandlung zu wechseln und nach Gebrauch umgehend zu entsorgen, wobei eine anschließende hygienische Händedesinfektion zwingend erforderlich ist [154]. Sie schützen nicht vor Stich- oder Schnittverletzungen und sollten nicht mit feuchten Händen angelegt werden, um sowohl das Material vor Beschädigung als auch die Haut vor Irritationen zu bewahren. Bei der Wahl passender Handschuhe spielen Faktoren wie Materialqualität, Dichtigkeit, Reißfestigkeit, Elastizität und Sensibilität eine zentrale Rolle [154]. Zudem sollten Handschuhe ungepudert sein und je nach Verwendungszweck steril oder unsteril eingesetzt werden [154]. Für medizinische Einweghandschuhe stehen verschiedene

Materialien zur Verfügung: Latex bietet einen hohen Tragekomfort, eine ausgezeichnete Passform und gute Dehnbarkeit, weist jedoch ein allergenes Potenzial auf und zeigt Materialveränderungen bei längerer Exposition gegenüber Fetten und Sekreten. Ein Vorteil von Latex ist die biologische Abbaubarkeit innerhalb weniger Monate sowie die geringen Rohstoffkosten [12]. Nitrilhandschuhe stellen eine latexfreie Alternative mit geringerem Allergierisiko dar. Sie besitzen jedoch eine geringere Dehnbarkeit, was zu einer weniger enganliegenden Stulpe führen kann; die Perforationsrate nach Gebrauch liegt zwischen 6 % und 9 % [12]. Polyethylen (PE) Handschuhe kommen bevorzugt bei Tätigkeiten mit geringen mechanischen Anforderungen zum Einsatz, wie bei kurzfristigen, unsterilen Maßnahmen, oder im sterilen Bereich als Überziehhandschuhe, z. B. bei Latexallergien. Für Arbeiten mit hoher mechanischer Belastung sind hingegen Latex- oder Nitrilhandschuhe geeigneter [154]. Unabhängig vom verwendeten Material besteht bereits bei Routinehandlungen ein Kontaminationsrisiko der Handschuhoberfläche. Ein Wechsel der Handschuhe zwischen verschiedenen Arbeitsschritten ist daher unerlässlich, um Kreuzkontaminationen effektiv zu vermeiden [80,134].

Schutzbrille

Zum Schutz vor infektiösen Partikeln wird das Tragen einer Schutzbrille während zahnärztlicher Behandlungen empfohlen [145]. In der Studie von Miller et al. (1971) wurden mikrobiell kontaminierte Spritzer untersucht, die während der Behandlung aus der Mundhöhle der Patienten freigesetzt werden. Dazu wurden die Partikel im Behandlungsraum gesammelt und deren Ausbreitungsmuster analysiert, um das Risiko einer Übertragung auf das Behandlungsteam zu bewerten. Auf Basis der Ergebnisse empfehlen die Autoren das Tragen von Schutzbrillen, um die Augen vor potenziell infektiösen Tröpfchen zu schützen [145]. Die Schutzbrille ist nach jeder Verwendung gründlich zu reinigen und anschließend zu desinfizieren, um das Risiko einer Erregerübertragung zu minimieren. Ein adäquater Augenschutz muss dabei bestimmte Anforderungen erfüllen: Er sollte flüssigkeitsdicht sein, einen seitlichen Schutz der Augen gewährleisten und eine problemlose Desinfektion ermöglichen [154].

Gesichtsvisier

Gesichtsvisiere zählen zur PSA, sind jedoch keine Medizinprodukte und ersetzen weder den MNS noch bieten sie einen adäquaten Atemschutz [32,171,208]. Sie dienen primär dem Schutz der Gesichtspartie vor Tropfen und Flüssigkeitsspritzern, weisen jedoch keine Filterwirkung gegenüber Aerosolen auf und verhindern folglich nicht die Kontamination der darunter getragenen Maske durch Aerosole im eingeatmeten Luftstrom [82]. Visiere bieten einen ergänzenden Schutz für Gesicht und Augen [32,82]. Ronen *et al.* (2021) zeigten, dass

Gesichtsvisiere bei frontaler Exposition gegenüber Tröpfchen $>3\text{ }\mu\text{m}$ einen ähnlichen Schutz wie medizinische MNS bieten und bei Partikeln von bis zu $0,3\text{ }\mu\text{m}$ deutlich mehr Partikel blockieren. Die Schutzwirkung wurde mithilfe eines Husten-Simulators getestet, der auf einem Kopfmodell montiert war, während das Visier an einem Trägermodell angebracht wurde. Die Experimente beschränkten sich auf kurze Zeiträume nach dem simulierten Husten, sodass Langzeiteffekte der Exposition nicht bewertet wurden [169]. Gund *et al.* (2024) untersuchte die bakterielle Kontamination von MNS und Visieren bei Aerosol generierenden zahnärztlichen Eingriffen. Dabei zeigte sich, dass Gesichtsvisiere stärker kontaminiert waren als Masken. Eine präventive Chlorhexidin-Mundspülung senkte zwar signifikant die mikrobielle Belastung der Masken, hatte jedoch keinen Einfluss auf die Kontamination der Visiere [82]. Diese Ergebnisse verdeutlichen, dass Gesichtsvisiere keinen Ersatz für Masken darstellen und stets zusätzlich zum MNS verwendet werden sollten. Für einen effektiven Schutz sind zudem die Desinfektion des Visiers sowie der Wechsel der Maske nach jedem Patientenkontakt unerlässlich.

Schutzkittel

Neben der regulären Arbeitskleidung zählt zur PSA auch zusätzliche Schutzkleidung wie Schutzkittel, die bei erhöhter Gefahr einer Kontamination mit Körperflüssigkeiten oder Blut getragen werden [197]. Schutzkittel kommen regulär bei operativen Eingriffen zum Einsatz und werden darüber hinaus bei Kontakt mit infektiösen oder isolationspflichtigen Patienten empfohlen [80,155]. Sie sind als Einweg- oder Mehrwegprodukte erhältlich und müssen nach jedem Gebrauch gewechselt werden [80]. Wichtige Auswahlkriterien sind Materialdichte, Passform, Hautverträglichkeit, Atmungsaktivität sowie ein sicherer Verschluss und eine passende Größe [80,155]. Ein Schutzkittel sollte die gesamte dem Patienten zugewandte Körperseite bedecken, flüssigkeitsdicht und strapazierfähig sein, um zuverlässig vor Blut, Bakterien, Viren und weiteren Infektionsträgern zu schützen [80,155]. Für den Einsatz bei Isolationspatienten sind lange, dicht abschließende Ärmel mit Bündchen sowie ein sicherer Rückenverschluss erforderlich [155].

Grundsätzlich wird zwischen sterilen und unsterilen Kitteln unterschieden. Sterile OP-Kittel werden während chirurgischer Eingriffe über dem OP-Anzug des Operationsteams getragen, um ein steriles Operationsfeld zu gewährleisten [74]. Sterilität ist definiert als die Abwesenheit vermehrungsfähiger Mikroorganismen [16]. Unsterile Schutzkittel hingegen wurden zum Beispiel bei zahnmedizinischen Behandlungen während der Corona-Pandemie verwendet. Unsteril ist ein Zustand, bei dem keine relative Keimfreiheit gegeben ist.

OP-Haube

Das Tragen eines Kopfhaarschutzes ist verpflichtend bei Patienten mit Infektionsrisiko sowie bei größeren chirurgischen Eingriffen, insbesondere in der Oralchirurgie und der Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie. Die primäre Funktion der OP-Haube besteht sowohl im Schutz des Behandlungsteams vor einer Kontamination mit organischem Material als auch im Schutz der Patienten vor dem Eintrag von Haaren, Hautschuppen und daran haftenden Mikroorganismen in das Operationsfeld [154]. Moderne Kopfhauben bestehen in der Regel aus flüssigkeitsabweisenden, haarundurchlässigen Einwegmaterialien, die eine zuverlässige Barriere gegenüber potenziellen Kontaminationsquellen darstellen [154].

2.1.3 Das orale Mikrobiom: Zusammensetzung, Einflussfaktoren und gesundheitliche Bedeutung

Der Mundraum stellt eine komplexe ökologische Nische dar, in der verschiedene anatomische Strukturen jeweils charakteristische mikrobielle Lebensgemeinschaften beherbergen [54]. Hierzu zählen die glatten, mineralisierten Oberflächen des Zahnschmelzes, die zusammen mit der angrenzenden Gingiva den nährstoffreichen Parodontalspalt formen, sowie die keratinisierten Bereiche von Gaumen und Zahnfleisch. Im Gegensatz dazu sind die Schleimhautareale der Wangeninnenseiten und der Zungenunterseite weicher und beweglicher. Die Zungenoberfläche selbst weist eine dichte Keratinisierung und eine raue, papilläre Struktur auf, die zahlreiche mikroökologische Nischen bietet [14]. Die Oberflächen sind von einem bakteriellen Biofilm überzogen, der für die Mundgesundheit von zentraler Bedeutung ist [228]. Das stabile Milieu der Mundhöhle (durchschnittliche Temperatur 37°C, pH-Wert des Speichels 6,5–7) sowie die Hydratations- und Nährstoffversorgung durch den Speichel sichern das Überleben und die Vielfalt der Mikroorganismen [124]. Die physikalischen und chemischen Eigenschaften dieser unterschiedlichen Oberflächen, wie Sauerstoffverfügbarkeit, Temperatur- und Nährstoffgradienten sowie die Nähe zu Speicheldrüsen mit variierendem Muzin- und Proteingehalt, beeinflussen maßgeblich die Zusammensetzung des oralen Mikrobioms. Auch der Gesundheitszustand der Mundhöhle sowie mechanische Reize wie Kauen führen zu dynamischen Veränderungen des Speichelflusses und seines Elektrolytgehalts [140]. Studien zeigen, dass sich die bakterielle Zusammensetzung zwischen Männern und Frauen deutlich unterscheiden kann [128]. Einen besonderen Einfluss hat das Alter: So wurde in Untersuchungen, beispielsweise von Kazarina *et al.* [108], eine signifikante Veränderung der bakteriellen Diversität in der supragingivalen Plaque mit zunehmendem Alter festgestellt. Die höchste Diversität fand sich bei 20- bis 40-Jährigen, während bei 40- bis 60-Jährigen ein Rückgang zu beobachten war. Nach dem 60. Lebensjahr stieg die Vielfalt erneut an, wobei die Zusammensetzung der bakteriellen

Gemeinschaft am variabelsten war. So nahm die Prävalenz von *Neisseria spp.* nach dem 40. Lebensjahr ab, während die Gattung *Lactobacillus* sowie die Arten *Streptococcus anginosus* und *Gemella sanguinis* ab dem 60. Lebensjahr zunahmen [108]. Von klinischem Interesse ist dieser Wandel insbesondere, da mit zunehmendem Alter auch die Häufigkeit oraler Erkrankungen wie Karies, Weichteil- und Parodontalerkrankungen steigt [73,79,133]. Gleichzeitig beeinflusst das orale Mikrobiom altersassoziierte Veränderungen in systemischen Organen und Prozessen, darunter das Immun-, Hormon- und Nervensystem sowie das Herz-Kreislauf-System [213]. So wird etwa ein Zusammenhang zwischen einer Zunahme von *Lactobacillus* im höheren Alter und neurodegenerativen Erkrankungen vermutet [108]. Das Gleichgewicht des oralen Mikrobioms ist entscheidend für die Aufrechterhaltung der Mundgesundheit. Eine gesunde mikrobielle Gemeinschaft trägt zur Immunregulation bei, während Dysbiosen – ausgelöst etwa durch Krankheit, unzureichende Mundhygiene, Medikation oder ungünstige Ernährungsgewohnheiten – das Risiko für orale und systemische Erkrankungen erhöhen [54,113,137,143,160,164,180,189,222]. Eine gestörte Balance führt zum Überwachsen pathogener Mikroorganismen bei gleichzeitigem Rückgang protektiver Bakterien. Dies begünstigt die Entwicklung von Karies [49,75,137], Parodontitis [49,59,137] sowie schwerwiegenden systemischen Erkrankungen, darunter Herz-Kreislauf-Erkrankungen [137,187,199], Diabetes [131,137] oder Krebs [62,72,99]. Darüber hinaus zeigen Studien, dass die Diversität des oralen Mikrobioms in einem Zusammenhang mit dem Ernährungsstatus steht. So wurde bei übergewichtigen und fettleibigen Jugendlichen im Vergleich zu normalgewichtigen Gleichaltrigen eine signifikant geringere Diversität des Speichelmikrobioms festgestellt, was auf eine mögliche Beteiligung des oralen Mikrobioms an der Entstehung oder Aufrechterhaltung von Adipositas hinweist [10]. Besondere Aufmerksamkeit gilt der Assoziation zwischen oralen Mikroorganismen und Tumorentstehung. So sind *Porphyromonas gingivalis* und *Fusobacterium nucleatum* an der Entwicklung von Parodontitis beteiligt [227] und stehen mit gastrointestinalen Entzündungen und Tumoren (z. B. Darmkrebs) in Verbindung [106,220]. Bei Plattenepithelkarzinomen der Mundhöhle wurde eine erhöhte Prävalenz von *P. gingivalis*, *Candida*-Spezies und *F. nucleatum* festgestellt [42,117,127,177,211,225]. Auch bei Speiseröhren- und Bauchspeicheldrüsenkrebs zeigt sich eine veränderte Zusammensetzung des oralen Mikrobioms mit einer erhöhten Präsenz pathogener Bakterien wie *P. gingivalis* und einer reduzierten Häufigkeit protektiver Gattungen [62,69,209]. Erstere steht in direktem Zusammenhang mit schlechter Mundhygiene und kommt bei Parodontitis-Patienten deutlich häufiger vor [156,160]. Darüber hinaus besteht ein Zusammenhang zwischen Parodontalerkrankungen und Herz-Kreislauf-Erkrankungen, da über beschädigtes Gingivaepithel Bakterien wie *P. gingivalis* in den systemischen Kreislauf gelangen und dort entzündliche Prozesse auslösen können [160]. *Streptococcus sanguinis* und *Streptococcus gordonii* treten bei Endokarditis-Patienten in erhöhter Prävalenz auf und

sind mit dem Entzündungsprozess der Erkrankung assoziiert [36,141]. Ein weiterer Faktor für die Zusammensetzung des oralen Mikrobioms ist die Mundhygiene. Eine Vernachlässigung der Mundpflege führt bereits nach wenigen Tagen zu einer signifikanten Plaqueakkumulation und damit zu einer Verschiebung der mikrobiellen Zusammensetzung [98]. In der Zahnärztlichen Praxis bedeutet dies eine erhöhte Exposition des Personals gegenüber potenziell pathogenen Keimen, insbesondere bei Patienten mit unzureichender Mundhygiene [53]. Über den Speichel gelangen Mikroorganismen aus sämtlichen Regionen der Mundhöhle in den gesamten oralen Raum, sodass sie überall nachweisbar sind. Ihre Konzentration ist jedoch an denjenigen Stellen am höchsten, die ihrer bevorzugten mikroökologischen Nische entsprechen [14]. In der vorliegenden Arbeit sollten im Speichel vorkommende Mikroorganismen erfasst werden, wobei der Fokus auf Bakterien der mukogingivalen Übergangszone, dem Kontaktbereich zwischen Schmelzoberfläche und Gingiva, lag. Bisher wurden über 700 verschiedene bakterielle Spezies des oralen Mikrobioms identifiziert, die überwiegend sieben Hauptstämmen angehören: Actinomycetota, Bacteroidota, Baillota, Fusobacteriota, Pseudomonadota, Saccharibacteria und Spirochaetota [14,58,94]. Neben Bakterien umfasst das orale Mikrobiom auch Viren, Pilze, Protozoen und Archaeen, die im Rahmen dieser Arbeit jedoch nicht näher betrachtet wurden [58].

Keimspektrum im Gesunden

Im gesunden Mundraum besteht ein stabiles Gleichgewicht zwischen kommensalen und potenziell pathogenen Mikroorganismen sowie dem Wirtsorganismus. Die natürliche Mundflora erfüllt dabei wesentliche Funktionen wie den Besiedlungsschutz gegenüber Krankheitserregern, die Unterstützung des Immunsystems sowie die Mitwirkung an der Vorverdauung von Nahrungsbestandteilen. Dieses Gleichgewicht kann jedoch durch Faktoren wie unzureichende Mundhygiene, Ernährung oder systemische Erkrankungen gestört werden, was zur Dysbiose und zur Entstehung oraler Erkrankungen wie Karies oder Parodontitis führen kann.

Die gesunde orale Mikrobiota wird vor allem durch *Streptococcus*-Spezies dominiert. Darüber hinaus sind regelmäßig Vertreter der Gattungen *Haemophilus*, *Neisseria*, *Prevotella*, *Veillonella* sowie *Rothia* nachweisbar [23,84,206]. Auch *Staphylococcus aureus* wird in der Mundhöhle vereinzelt nachgewiesen [116].

Keimspektrum der Karies

Die Entwicklung von Karies ist eng mit der Zusammensetzung und metabolischen Aktivität der oralen Mikrobiota verknüpft. Besonders azidogene Bakterien wie *Streptococcus mutans* spielen eine zentrale Rolle, da sie durch Kohlenhydratfermentation organische Säuren, vor allem Laktat, produzieren. Dies senkt den pH-Wert im Biofilm und fördert die Demineralisation

des Zahnschmelzes. Auch *Lactobacillus*-Spezies werden mit erhöhtem Säuregehalt und einem verminderten Nitratreduktionsvermögen assoziiert, ihr exakter Beitrag zur Kariesentstehung bleibt jedoch Gegenstand der Forschung, da unklar ist, ob sie primär pathogen oder sekundäre Besiedler sind.

Synergien zwischen Streptokokken und *Candida albicans* können zudem die Biofilmbildung und Virulenz verstärken. Neben *S. mutans* sind auch weitere Streptokokkenspezies wie *S. sanguinis*, *S. gordonii*, *S. oralis* und *S. mitis* sowie *Prevotella*-Spezies und *Rothia dentocariosa* an der Kariespathogenese beteiligt [1,14,28,29,98]. *Lactobacillus*-Spezies finden sich vorwiegend bei fortgeschrittener Dentinkaries [28,98].

Demgegenüber besitzen nitratreduzierende Bakterien wie *Rothia*, *Neisseria*, *Veillonella*, *Actinomyces* und *Haemophilus* ein kariesprotektives Potenzial. Durch die Reduktion von Nitrat zu Stickstoffverbindungen tragen sie zur pH-Stabilisierung im Biofilm bei [95,170]. In einer Studie von Rosier *et al.* konnte gezeigt werden, dass die Einnahme eines nitrathaltigen Rote-Bete-Präparats vor einer Zuckerspülung den pH-Abfall im Speichel reduzierte und die Laktatproduktion senkte, während gleichzeitig nitratreduzierende Gattungen vermehrt auftraten [170]. Dies deutet darauf hin, dass Nitrat kurzfristig einen Schutz vor Übersäuerung und Demineralisation bieten könnte.

Keimspektrum der Gingivitis und Parodontitis

Gingivitis ist eine reversible Entzündung des Zahnfleischsaums, die vor allem durch Plaqueakkumulation ausgelöst wird und sich klinisch durch Rötung, Schwellung und Blutung der Gingiva manifestiert. Im Mikrobiom von Gingivitis-Patienten sind vorwiegend *Prevotella*- und *Fusobacterium*-Spezies nachweisbar [30]. Bei der nekrotisierenden, ulzerierenden Gingivitis dominieren hingegen *Prevotella intermedia*, *Treponema*-, *Fusobacterium*- sowie *Selenomonas*-Spezies [138]. Ohne therapeutische Intervention kann eine Gingivitis zur Parodontitis fortschreiten - eine chronisch-irreversible Entzündung, die zum Abbau des Zahnhalteapparats und Knochenverlust führt. Parodontitis entsteht durch eine gestörte Balance zwischen subgingivaler Mikrobiota und der Immunantwort des Wirts. Das stark durchblutete Parodontalgewebe wird kontinuierlich von Sulkusflüssigkeit durchströmt, die Immunzellen wie neutrophile Granulozyten zuführt, um Homöostase zu sichern. Wird dieses Gleichgewicht gestört, entwickelt sich aus der zunächst reversiblen Gingivitis eine progrediente Parodontitis mit Gewebe- und Knochenabbau. Mikrobiologische Analysen zeigen bei Parodontitis eine erhöhte Prävalenz klassischer Pathogene wie *P. gingivalis*, *Treponema denticola* und *Tannerella forsythia* [30]. Neuere Studien identifizierten zudem *F. nucleatum* und *Saccharibacteria* als mögliche parodontopathogene Keime [14,15,40]. Auch *Enterococcus faecalis* und *Aggregatibacter actinomycetemcomitans* sind relevante Erreger [71,212]. Im Gegensatz dazu finden sich bei gesunden Probanden vermehrt Gattungen wie

Capnocytophaga, *Corynebacterium*, *Streptococcus*, *Actinomyces* und *Veillonella* in der subgingivalen Plaque [14,40]. Bemerkenswert ist, dass typische Parodontitis-Keime wie *P. gingivalis* und *F. nucleatum* nicht nur lokal wirken, sondern auch mit systemischen Erkrankungen wie Alzheimer, Diabetes, Herz-Kreislauf-Erkrankungen, rheumatoider Arthritis sowie bestimmten Tumorarten außerhalb der Mundhöhle in Verbindung gebracht werden [122].

Keimspektrum endodontaler Läsionen

Das Keimspektrum infizierter Wurzelkanäle ist vielfältig und wird von anaeroben und fakultativ anaeroben Bakterien dominiert [71]. Besonders häufig sind gramnegative Anaerobier wie *P. gingivalis*, *F. nucleatum* und *Prevotella*-Spezies vertreten. Daneben spielt der grampositive Keim *E. faecalis* eine herausragende Rolle, insbesondere bei therapieresistenten oder wiederkehrenden Infektionen nach endodontischer Behandlung [181,186,212]. *E. faecalis* weist eine hohe Umweltresistenz auf und kann stabile Biofilme bilden, was die Desinfektion des Wurzelkanals erheblich erschwert [217]. Weitere nachgewiesene Keime bei endodontalen Läsionen sind *Propionibacterium propionicum*, *Porphyromonas endodontalis*, *Capnocytophaga rectus* und *P. intermedia* [60].

Potenziell pathogene Mikroorganismen

Staphylococcus aureus ist ein grampositiver, fakultativ anaerober Kommensale, der bevorzugt die Nasenvorhofepithelien sowie die Haut besiedelt. Auch der Rachenraum und die Mundhöhle gelten als relevante Kolonisationsorte. Etwa 20 % der Bevölkerung sind permanente Träger, 60 % intermittierende Träger, während circa 20 % dauerhaft nicht kolonisiert erscheinen. Die genauen Ursachen dieser individuellen Unterschiede sind bislang nicht vollständig geklärt, werden jedoch durch Faktoren wie Geschlecht, hormonelle Kontrazeption, Diabetes mellitus, Krankenhausaufenthalte, Dialysepflicht, Alter sowie saisonale und umweltbedingte Einflüsse beeinflusst [119]. Trotz seiner Rolle als Bestandteil des normalen Mikrobioms besitzt *S. aureus* zahlreiche Virulenzfaktoren, die Infektionen unterschiedlicher Schwere verursachen können – von milden Haut- und Weichteilinfektionen bis hin zu schweren systemischen Erkrankungen wie Pneumonie, Endokarditis oder Sepsis [202]. Von besonderer klinischer Bedeutung sind Methicillin-resistente *S. aureus*-Stämme (MRSA), die nicht nur gegen β -Laktam-Antibiotika resistent sind, sondern oft auch gegenüber weiteren Antibiotikaklassen, was die therapeutischen Möglichkeiten stark einschränkt und den Einsatz alternativer, häufig kostenintensiverer Substanzen notwendig macht [37]. Neben MRSA zählen auch multiresistente gramnegative Erreger wie *Pseudomonas aeruginosa* und *Acinetobacter baumannii* zu den bedeutenden nosokomialen Pathogenen [105]. Diese Bakterien weisen vielfältige Resistenzmechanismen auf – darunter β -Laktamaseproduktion,

Effluxpumpen und Modifikationen zellulärer Zielstrukturen –, welche die Wirksamkeit zahlreicher Antibiotika einschränken [126]. Infektionen mit solchen multiresistenten Erregern sind mit erhöhter Morbidität und Mortalität verbunden und verdeutlichen die Notwendigkeit effektiver Präventionsstrategien sowie einer konsequenten Schutzausrüstung im klinischen Alltag [194].

2.1.4. Mikrobielles Spektrum und Kontaminationsquellen dentaler Aerosole

Bei zahnärztlichen Eingriffen, insbesondere beim Einsatz von Hochgeschwindigkeits- und Ultraschallinstrumenten, entstehen Aerosole, die eine Mischung aus biologischen Partikeln wie Speichel, Blut, Plaque sowie Mikroorganismen enthalten. Diese aerosolen Keime erhöhen die Kontamination der Raumluft und stellen ein potenzielles Infektionsrisiko für Zahnärzte, das Personal und nachfolgende Patienten dar. Studien belegen, dass die Keimbelastung im Bereich des Behandlungsplatzes deutlich höher ist als in Abwesenheit der Behandlung und mit zunehmendem Abstand vom Patienten abnimmt [86,144,218]. In einer repräsentativen Studie in vier Zahnkliniken konnten bis zu 52 humane sowie 36 umweltbedingte Mikroorganismen in Aerosolen nachgewiesen werden. Häufig identifizierte Bakteriengattungen waren Staphylokokken und Streptokokken, daneben auch Umweltkeime wie *Pseudomonas* und *Bacillus* [224]. Eine weitere Studie, fokussiert auf *Streptococcus*- und *Staphylococcus* spp., zeigte, dass selbst Flächen in 1,5 m Entfernung vom Patienten durch Aerosole kontaminiert werden [27]. Besonders bei der Ultraschallreinigung entsteht eine hohe Keimlast in der Luft. Hierbei dominieren *Staphylokokken* und *Streptokokken*, speziell *S. aureus* und *S. epidermidis* [184,205]. In der Studie von Kimmerle et al. wurde die mikrobiologische Zusammensetzung von Aerosolen in einer Zahnklinik, einer Zahnarztpraxis sowie einem öffentlichen Bereich untersucht [112]. Es zeigte sich, dass vor allem haut- und schleimhautassoziierte Keime wie *Micrococcus luteus* und koagulasenegative Staphylokokken die Hauptanteile der Keimbelastung ausmachten. Diese natürlichen menschlichen Besiedler waren in dentalen Bereichen besonders häufig, was auf eine Übertragung durch Patienten und Personal während der Behandlung hinweist. Umweltkeime wie *Pseudomonaden* und Schimmelpilze der Gattung *Aspergillus* traten in geringerem Maße auf und stammen vermutlich aus wasserführenden Systemen oder der Raumluft [112]. Diese Befunde verdeutlichen, dass ein Teil der mikrobiellen Belastung nicht nur durch Patienten, sondern auch durch Wasserleitungssysteme und Raumluft beeinflusst wird [103,226].

2.1.5. Kultivierung von Mikroorganismen

Die Kultivierung von Mikroorganismen stellt eine zentrale Methode der mikrobiologischen Diagnostik dar. Sie ermöglicht die gezielte Isolation, Identifikation und Quantifizierung von Bakterien sowie weiterer Mikroorganismen aus klinischen Proben. Hierfür kommen verschiedene Nährmedien zum Einsatz, die spezifische Substanzen enthalten, welche das Wachstum der jeweiligen Mikroorganismen gezielt unterstützen. Eine wichtige Rolle nehmen dabei Agarplatten ein, die aus einer verfestigten Agar-Matrix bestehen. Diese Matrix ist mit pflanzlichen und tierischen Nährstoffen angereichert und bietet so eine definierte, kontrollierbare Umgebung für das Wachstum verschiedenster Mikroorganismen. Ein häufig verwendetes Basismedium ist der Trypticase-Soja-Agar (TSA), ein universell einsetzbares Nährmedium, das sich für die Kultivierung zahlreicher aerober Mikroorganismen eignet. Seine Nährstoffbasis bilden vor allem pflanzliches Sojapepton sowie tierisches Caseinpepton. Da TSA meist keine Blutbestandteile enthält, fehlen ihm essenzielle Wachstumsfaktoren, die für anspruchsvolle und/oder anaerobe Mikroorganismen notwendig sind. Für die Anzucht solcher Pathogene, beispielsweise bestimmter *Streptococcus*- oder *Neisseria*-Spezies, ist TSA daher ungeeignet. In der klinischen Mikrobiologie wird deshalb auf spezialisierte Medien zurückgegriffen, um der Vielfalt der mikrobiellen Erreger gerecht zu werden [84]. Ein solches Spezialmedium ist der Columbia-Agar – ein nährstoffreiches, nicht-selektives Medium, das speziell für die Kultivierung aerober und fakultativ anaerober Bakterien konzipiert wurde. Durch die Anreicherung mit defibriniertem Schafblut liefert es die für das Wachstum anspruchsvoller Bakterien notwendigen Nährstoffe und Wachstumsfaktoren. Columbia-Agar wird bevorzugt zur Anzucht grampositiver Kokken, darunter *Streptococcus* spp., *Staphylococcus* spp. und *Enterococcus* spp., eingesetzt [20]. Ein wesentlicher Vorteil dieses Mediums besteht in der Möglichkeit, unterschiedliche Hämolyseformen zu differenzieren: β -Hämolyse (vollständige Hämolyse) zeigt sich als klarer Hof um die Kolonien, α -Hämolyse (partielle Hämolyse) verursacht eine grünliche Verfärbung des Mediums, γ -Hämolyse (keine Hämolyse) lässt das Medium unverändert rot erscheinen [20,25]. Für besonders anspruchsvolle Bakterien wie *Haemophilus influenzae* und *Neisseria* spp. reicht der Columbia-Agar jedoch nicht aus, da diesen Mikroorganismen spezifische Wachstumsfaktoren fehlen, die erst durch die Lyse von Erythrozyten freigesetzt werden. In solchen Fällen wird der Chocolate-Agar (Kochblut-Agar) verwendet. Bei diesem Medium werden die Erythrozyten durch vorsichtiges Erhitzen lysiert, wodurch der X-Faktor (Hämin) sowie der V-Faktor (Nicotinamid-Adenin-Dinukleotid, NAD) freigesetzt werden [19]. Diese Eigenschaften machen den Chocolate-Agar besonders geeignet für die Kultivierung anspruchsvoller humanpathogener Keime, einschließlich bestimmter fakultativ anaerober Spezies [19].

2.1.6 MALDI–TOF MS (Matrix Assisted Laser Desorption/Ionisation – Time-of-Flight Massenspektrometrie)

Massenspektrometrie (MALDI-TOF MS) hat sich seit etwa 2010 als revolutionäre Methode in der mikrobiologischen Diagnostik etabliert. Sie ermöglicht eine schnelle, zuverlässige und kosteneffiziente Identifikation klinisch relevanter Mikroorganismen, einschließlich grampositiver und gramnegativer Bakterien, Pilze und Viren [51]. Durch eine vorherige Kultivierung ist somit eine genaue Speziesidentifikation der meisten Bakterien möglich. MALDI-TOF MS kombiniert Laserdesorption mit Flugzeit-Massenspektrometrie. Zur Analyse wird das Probenmaterial (z.B. Mikroorganismen) vom Rand einer Einzelkolonie aufgenommen und auf eine Metallplatte (Target) aufgetragen. Durch die Zugabe einer Ameisensäurelösung erfolgt eine gezielte Lyse der Zellwände, wodurch eine präzisere Identifikation ermöglicht wird [159]. Nach dem Trocknen der Ameisensäure wird eine Matrixlösung – häufig α -Cyano-4-hydroxycinnamic acid (HCCA) – appliziert. Diese führt zur Zerstörung des Mikroorganismus, wodurch ribosomale Proteine frei werden [159]. Anschließend wird das Target in das Massenspektrometer eingelegt. Unter Vakuumbedingungen erfolgt mittels hochenergetischer Laserpulse die Ionisierung der aufgetragenen Probe. Der Laser löst einzelne Proteine bzw. Ionen aus der Matrix, die in die Gasphase übergehen. Die entstandenen Ionen werden entsprechend ihres Masse-zu-Ladung-Verhältnisses (m/z) getrennt – da alle Ionen mit gleicher Energie beschleunigt werden, erreichen leichtere Ionen den Detektor schneller als schwere. Im Flugzeitdetektor (Time-of-Flight: TOF) werden sie in einem elektrostatischen Feld beschleunigt, wodurch artspezifische Flugzeiten entstehen. Diese erzeugen elektrische Signale, die zu charakteristischen Massenspektren führen [159]. Das resultierende Spektrum stellt einen spezifischen „Peptid-Fingerabdruck“ dar, der mit einer Referenzdatenbank abgeglichen wird und die Identifikation der Spezies ermöglicht [121].

Im Vergleich zu klassischen Verfahren wie der biochemischen Differenzierung oder der 16S-rRNA-Sequenzierung bietet MALDI-TOF MS zahlreiche Vorteile. Dazu zählt insbesondere die Reduktion der Identifikationszeit um bis zu 24 Stunden in der Routinediagnostik, was eine rasche Anpassung der antimikrobiellen Therapie erlaubt [33]. Darüber hinaus ermöglicht die Methode eine Identifikation auf Speziesebene mit einer Genauigkeit von über 90 % für bakterielle Erreger und Pilze [46]. Auch die Kosten für Verbrauchsmaterialien und den Arbeitsaufwand pro Analyse liegen deutlich unter denen molekularbiologischer Verfahren, wodurch eine kosteneffiziente Diagnostik gewährleistet ist [200]. Ein weiterer Vorteil ist die schnelle und automatisierte Probenbearbeitung, die es erlaubt, innerhalb kurzer Zeit zahlreiche Isolate mit minimalem personellem und zeitlichem Aufwand zu identifizieren [46]. Dennoch weist die MALDI-TOF MS auch Einschränkungen und technische

Herausforderungen auf. Für eine zuverlässige Identifikation sind in der Regel 10^2 – 10^4 Mikroorganismen erforderlich, was bei langsam wachsenden Spezies eine Vorkultur notwendig machen kann [33]. Eng verwandte Spezies wie *Streptococcus pneumoniae* und Viridans-Streptokokken lassen sich bislang nicht zuverlässig voneinander unterscheiden [91]. Zudem ist das Verfahren kaum in der Lage, polymikrobielle Proben sicher zu analysieren, da dominante Spezies die Massenspektren überlagern können [66]. Die Genauigkeit der Analyse hängt zudem stark von der Qualität und Vollständigkeit der zugrunde liegenden Referenzdatenbanken ab – fehlende oder unzureichende Einträge führen zu Fehlidentifikationen oder Nicht-Erkennen. Für die Differenzierung von Subspezies oder den Nachweis von Resistenzgenen ist die MALDI-TOF MS bislang ungeeignet, weshalb hierfür ergänzende Verfahren wie die Antibiotika-Resistenztestung (AST) oder die Polymerase-Kettenreaktion (PCR) erforderlich sind [43]. Zusammenfassend lässt sich feststellen, dass die MALDI-TOF MS aufgrund ihrer zahlreichen Vorteile für die zeit- und kosteneffiziente Identifizierung von Mikroorganismen in unserer Studie unverzichtbar war.

2.2 Zielsetzungen/ Hypothese

In den letzten Jahren hat die Infektionsprävention in der Zahnmedizin, insbesondere im Kontext der COVID-19-Pandemie, erheblich an Bedeutung gewonnen. Die PSA spielt hierbei eine zentrale Rolle, da sie das Risiko einer Kreuzkontamination reduziert. Zahnärztliche Eingriffe unter Sprühnebelbildung führen zur Entstehung und Ablagerung von Aerosolen auf dem PSA des Behandlungsteams [41,107,151,196,210] und umgebenden Oberflächen [184]. Insbesondere die bakterielle Kontamination des MNS wurde bereits mehrfach untersucht [81,139,173]. Es wurde festgestellt, dass Masken während solcher Behandlungen deutlich stärker kontaminiert werden als Stirnflächen [81] und dass Bakterien von kontaminierten Masken auf sterile Handschuhe übertragen werden können [80]. Präprozedurale Maßnahmen wie CHX-Mundspülungen senken die Maskenkontamination signifikant [82,83], während Gesichtsvisiere kaum Einfluss auf die Maskenbelastung haben [83] und selbst stärker kontaminiert sind als MNS [82,83]. Hauptquelle der Bakterien sind vermutlich patientenbedingte Aerosole aus Zahnstein, Biofilm, Blut oder Speichel [21,38,224], ergänzt durch patientenunabhängige Quellen wie kontaminierte Wasserleitungen oder Raumluft [103,226]. Bislang ist jedoch nicht abschließend geklärt, welche der potenziellen Quellen maßgeblich zur bakteriellen Kontamination medizinischer Masken beitragen. Eine Beziehung zwischen der Kontamination der PSA und dem Keimspektrum der behandelten Patienten konnte noch nicht nachgewiesen werden.

Primäres Ziel der vorliegenden Studie war es, die Mundhöhlenflora der Patienten als mögliche Kontaminationsquelle von MNS zu untersuchen, indem vermehrungsfähige Bakterien von Masken des Behandlungspersonals isoliert und mit den oralen Mikroorganismen der Patienten verglichen wurden. Die Nullhypothese lautete, dass keine signifikante Korrelation zwischen intraoral nachgewiesenen Bakterien und den auf MNS detektierten Mikroorganismen besteht. Als sekundäre Fragestellung wurde analysiert, ob die Maskenkontamination je nach zahnärztlicher Behandlungsmodalität variiert, insbesondere die Anzahl der koloniebildenden Einheiten auf den Masken. Die zugehörige Nullhypothese besagt, dass keine signifikanten Unterschiede in der Kontaminationsrate der MNS zwischen diesen Gruppen vorliegen.

3. Material und Methode

3.1 Materialien

Tabelle 1: Materialliste

Zahnärztliche Instrumente

Ultraschall-Zahnsteinentfernungsgerät	Piezo LED und PIEZOLux, 24-32 kHz, Wasserkühlung 102cm ³ /min, KaVo Dental GmbH, Biberach, Deutschland
rotierende Instrumente	GENTLEpower LUX 25 LP, Umsetzung 5:1, bis max. 200.000 U/min, Wasserkühlung 90cm ³ /min und GENTLEpower LUX 7 LP, Umsetzung 2,7:1, bis max. 108.000 U/min, Wasserkühlung 90cm ³ /min, KaVo Dental GmbH, Biberach, Deutschland
Speichelsauger	Zahnärztliche Absaugung, Kanülen mit 3,3mm Durchmesser (Saugleistung 1,1 l/s), ORBIS Dental Handelsgesellschaft mbH, Münster, Deutschland
Universalkanülen	Hochvolumenabsaugung mit 8,0 mm Durchmesser (Saugleistung 6,0 l/s), Dürr Dental SE, Bietigheim-Bissingen, Deutschland

Persönliche Schutzausrüstung

Haarschutz	BARRIER® Nurses Cap, Mölnlycke Health Care AB, Göteborg, Schweden und FarStar® medical GmbH, Barsbüttel, Deutschland
------------	--

Hände-Desinfektion	Skinman™ Soft Protect FF, Ecolab Deutschland GmbH, Monheim am Rhein, Deutschland
Mund-Nasen-Schutz Typ-II	BARRIER® Medical Face Mask Standard, Mölnlycke Health Care AB, Göteborg, Schweden
FFP2 Maske	Particle Filtering Half Mask, Shunmei Medical CO., LTD, Shenzhen, China
Untersuchungshandschuhe	JOZA®, Hebei Titans Hongsen Medical Technology Co., Ltd., Hebei, China
Schutzkittel	Simani Industrie s.r.l., Galliciano, Italien
Augenschutz (Brille)	Safeview® eyewear, Halyard, Neunkirchen, Germany
Flächen- Desinfektion	Celtex® Wipes, Lotfex, Bremen, Germany; Incidin®, Dräger, Lübeck, Germany

Materialien zur mikrobiologischen Diagnostik

Chocolate-Agar (Kochblut Agar)	GC II Agar mit Hämoglobin und IsoVitaleX; Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Columbia-Agar	Columbia III Agar mit 5% Schafblut, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Inkubationsbehälter für Gaserzeugungssysteme	AnaeroPack Rectangular Jar, Mitsubishi Gas Chemical Company, ING., Tokio, Japan

Gasentwicklungssäckchen	GasPak™ EZ CO ₂ Container System Sachets, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Impfösen 10µl	Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland
Maldi-TOF Target	MSP 96 target, Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Deutschland
Ameisensäure 1 Mikroliter	AppliChem GmbH, Darmstadt, Deutschland
Matrix 1 Mikroliter (MALDI fleXmatrix)	Bruker HCCA = α-Cyano-4- hydroxycinnamic acid, Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Deutschland
Koloniezählgerät	schuett-biotec GmbH, Göttingen, Deutschland
eSwab	Entnahme- und Transportsystem Copan Liquid Amies Elution Swab: eSwab™universal, Mast Diagnostica, Reinfeld, Deutschland
Vortex Genie 2 (Reagenzglasschüttler)	Scientific Industries, Inc., Bohemia Islip, NY, Vereinigte Staaten

MALDI

MALDI Biotyper™	MBT™ smart, Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Deutschland
FlexControl	Bruker Daltonik
MALDI Biotyper Compass software packages (MBT Compass), Datenbank Version 9	Bruker Daltonik

3.2 Versuchsaufbau

3.2.1 Agarplatten

Die Isolierung und Kultivierung aerober Bakterien aus klinischen Proben erfolgte unter Verwendung der unten aufgeführten Universalnährböden.

Columbia-Agarplatten

Columbia-Agarplatten sind ein gängiges Kultivierungsmedium, welche ein nährstoffreiches Milieu bieten und damit das Wachstum einer breiten Palette an Mikroorganismen fördern. Sie sind insbesondere für aerobe und fakultativ anaerobe Bakterien geeignet, was ihre Anwendung in dieser Studie begründet.

Der BD (Becton Dickinson) Columbia Agar setzt sich pro Liter destillierten Wassers aus folgenden Komponenten zusammen: 12 g Casein, 5 g tierisches Gewebe, 3 g Hefe- und 3 g Rindfleischextrakt, 1 g Maisstärke, 5 g Natriumchlorid, 13,5 g Agar sowie 5 % Schafblut. Die inokulierten Platten werden in einer aeroben Atmosphäre mit erhöhtem CO₂-Gehalt (5 %) inkubiert. Dies war notwendig, da viele der zu erwartenden orale Keime zur Erstisolierung CO₂ benötigen.

Typische Bakterien, die auf diesen Platten kultiviert werden können, sind Streptokokken, Staphylokokken und *Escherichia coli*.

Kochblut-Agarplatten

Kochblut-Agarplatten, auch "Chocolate" Agarplatten aufgrund ihrer charakteristischen Farbe, stellen ein spezielles Kultivierungsmedium für anspruchsvolle Organismen dar. Sie bieten eine reichhaltige Umgebung, die für das Wachstum von Bakterien der Gattung Haemophilus und Neisseria erforderlich ist. Die Herstellung dieser Platten beinhaltet ein kurzzeitiges Erhitzen des mit Blut vermischten Mediums auf 80°C, wodurch eine Lyse der Erythrozyten bewirkt wird. Durch diese Lyse werden Hämin (Faktor X) und NAD⁺ (Faktor V) freigesetzt, was dazu führt, dass der Agar eine mittelbraune Färbung annimmt. Diese freigesetzten Wachstumsfaktoren können von Bakterien metabolisiert werden. Kochblutplatten werden oft in einer Atmosphäre mit erhöhter CO₂-Konzentration kultiviert, da dies die Vermehrung von CO₂-bevorzugenden (kapnophilen) Bakterien begünstigt. Der BD Chocolate-Agar besteht pro Liter destillierten Wassers aus 7,5 g Casein, 7,5 g Fleischpepton, 1 g Maisstärke, 4 g Dikaliumphosphat, 1 g Kaliumdihydrogenphosphat, 5 g Natriumchlorid, 12 g Agar, 10 g Hämoglobin sowie 10 mL IsoVitaleX-Zusatz.



Abbildung 1: Columbia Agarplatte (unten) und Kochblut Agarplatte (oben)

Quelle: Janina Lang

3.2.2 Gasentwicklungssäckchen

Das Gasentwicklungssäckchen (GasPak) besteht aus Aktivkohle, anorganischen Karbonaten, Ascorbinsäure und Wasser. Bei Kontakt mit Luft während der Entnahme des Säckchens aus der Verpackung kommt es zu einer chemischen Reaktion zwischen den enthaltenen Substanzen. Ab diesem Zeitpunkt ist das Säckchen aktiviert und es entsteht Kohlenstoffdioxid (CO_2), das in den Behälter freigesetzt wird. Die Konzentration von CO_2 steigt, wodurch gleichzeitig eine geringere Konzentration an Sauerstoff erreicht wird. Dies ermöglicht ein gleichzeitiges Vorhandensein von CO_2 und Sauerstoff. Diese Koexistenz ist wichtig, da einige Bakterien kapnophil sind, wie zum Beispiel *Haemophilus*, was bedeutet, dass sie besser bei erhöhter CO_2 -Konzentration wachsen. Da Sauerstoff jedoch weiterhin vorhanden ist, können ebenfalls Bakterien mit aerobem Stoffwechsel wachsen. So konnte ein breiteres Spektrum an Bakterien kultiviert werden.

3.2.3 Schematische Zusammenfassung des Studienaufbaus



Abbildung 2: Flow-Chart des Studienaufbaus

Quelle: Janina Lang

3.2.4 Rahmenbedingungen

Um Kontaminationen zu vermeiden, wurden alle für die Behandlung benötigten Instrumente sterilisiert. Die Behandlungseinheit wurde vor und nach jeder Behandlung gründlich gereinigt und mit Desinfektionstüchern desinfiziert.

Für die Durchführung der Versuche wurden 14 Zahnmedizin Studierende des 1. klinischen Behandlungskurses speziell instruiert und betreut. Die Behandlungen fanden an Behandlungseinheiten eines Mehrplatz-Behandlungsraumes statt.

Die Studie erhielt ein positives Votum der Ethikkommission der Ärztekammer des Saarlandes (195/22).

3.2.5 Probanden

Alle Teilnehmer dieser Studie waren erwachsene Patienten der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes. Es wurden ausschließlich Personen ohne bekannte Infektionskrankheiten einbezogen. Die Teilnahme war ausgeschlossen, wenn in der Anamnese die Einnahme von Antibiotika in den letzten 6 Monaten angegeben wurde. Jeder Teilnehmende hat sowohl mündlich als auch schriftlich der Teilnahme an der Studie zugestimmt.

3.3 Versuchsablauf

3.3.1 Vorbereitende Maßnahmen

Vor dem Anlegen der persönlichen Schutzausrüstung (PSA) wurde eine gründliche hygienische Desinfektion der Hände durchgeführt. Im Anschluss wurden ein Schutzkittel, ein Haarschutz, eine Schutzbrille sowie Untersuchungshandschuhe angezogen. Unter Tragen dieser Handschuhe wurde die chirurgische Maske mit den Bändern angelegt und von der jeweiligen Behandlungsassistentin fest hinter dem Kopf verknotet. Der medizinische Mund-Nasen-Schutz Typ II diente dem Erregernachweis, weshalb darauf geachtet wurde, die zentrale äußere Oberfläche des Mund-Nasen-Schutzes nicht zu berühren. Zudem wurden die Behandler angewiesen, die medizinische Maske während der Behandlung auf keinen Fall mit kontaminierten Untersuchungshandschuhen zu berühren. Geschah dies, wurden die medizinische Maske sowie die Proben verworfen.



Abbildung 3: Persönliche Schutzausrüstung während der Behandlung

Quelle: Janina Lang

3.3.2 Behandlungsmodalitäten

Im Rahmen der vorliegenden Studie wurden zahnmedizinische Behandlungen durch 14 speziell instruierte und betreute Zahnmedizinstudenten des 1. klinischen Behandlungskurses durchgeführt. Eingeschlossen wurden Eingriffe, bei denen Aerosole entstehen, wobei sowohl Behandlungen an der gesamten Dentition als auch an einzelnen Zähnen berücksichtigt wurden. Die Behandlungsdauer sowie die entsprechende Behandlungsmodalität wurden vom Behandler auf einem speziell hierfür erstellten Informationsblatt angegeben. Es kamen vier etablierte, wissenschaftlich standardisierte Verfahren zum Einsatz: professionelle Zahnreinigung (PZR), Parodontitistherapie, Füllungstherapie und endodontische Behandlung.

1. Professionelle Zahnreinigung: Die Zähne wurden supragingival mit Handinstrumenten und einem Ultraschallgerät zur Zahnsteinentfernung gereinigt und anschließend mit rotierenden Instrumenten und Polierpaste poliert.
2. Parodontitis-Behandlung: Dies umfasste eine supragingivale Reinigung sowie die subgingivale Instrumentierung aller parodontalen Taschen mittels verschiedener Handinstrumente (Küretten, Scaler) und eines Ultraschallgeräts. Im Anschluss wurde ebenfalls mit rotierenden Instrumenten und Polierpaste poliert.
3. Füllungstherapie: Es wurde kariöse Zahnhartsubstanz entfernt und der Defekt gereinigt. Anschließend wurde unter Verwendung eines Kofferdams der Defekt mit Füllungsmaterialien versorgt. Bei subgingivalen Füllungen wurde auf die Verwendung des Kofferdams verzichtet. Ausarbeitung und Politur erfolgten ohne Kofferdam.
4. Endodontische Behandlung: Der betroffene Zahn wurde trepaniert, nach Anlegen eines Kofferdams wurde die Pulpa entfernt und die Wurzelkanäle gründlich aufbereitet und gemäß Spülprotokoll (NaOCl, CHX, Zitronensäure) gereinigt, bevor der Zahn wieder mit Füllungsmaterialien verschlossen wurde. Auch hier wurde zur Ausarbeitung und Politur der Füllung der Kofferdam wieder entfernt.

Für die Absaugung kamen sowohl eine konventionelle zahnärztliche Absaugung mit einer 3,3 mm dicken Kanüle (Absaugleistung 1,1 l/s) als auch eine Hochvolumenabsaugung mit 8,0 mm Durchmesser (Absaugleistung 6,0 l/s) zum Einsatz.

3.3.3 Probenentnahme

Zur Erfassung kultivierbarer, aerober Bakterien auf dem Mund-Nasen-Schutz und in der Mundhöhle kamen Agarplatten zum Einsatz. Diese wurden vor Gebrauch im Kühlschrank bei 5°C gelagert. Nach der Entnahme einer intraoralen Probe mit einem Abstrichtupfer (eSwab™) und dem Kontakt des Mund-Nasen-Schutzes mit der Agaroberfläche wurden die Agarplatten in einem Inkubationsbehälter mit Gasentwicklungssäcken in das Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene am Universitätsklinikum des Saarlandes transportiert.

Intraorale Proben

Vor Behandlungsbeginn wurden intraorale Proben mit einem Abstrichtupfer entnommen. Hierzu wurde der Tupfer in einem beliebigen Quadranten des Unterkiefers ausgehend vom terminalen Molar lingual entlang der mukogingivalen Grenze zu den Frontzähnen geführt und anschließend bukkal entlang der mukogingivalen Grenze zum terminalen Molaren desselben Quadranten zurückgeführt. Der Abstrichtupfer wurde anschließend in dem zugehörigen 1 ml flüssigen Amies-Transportmedium aufbewahrt. Dieses Amies-Transportmedium besteht aus folgenden Inhaltsstoffen: Natriumchlorid, Kaliumchlorid, Calciumchlorid, Magnesiumchlorid, Monokaliumphosphat, Disodiumphosphat, Natriumthioglykolat und destilliertem Wasser.

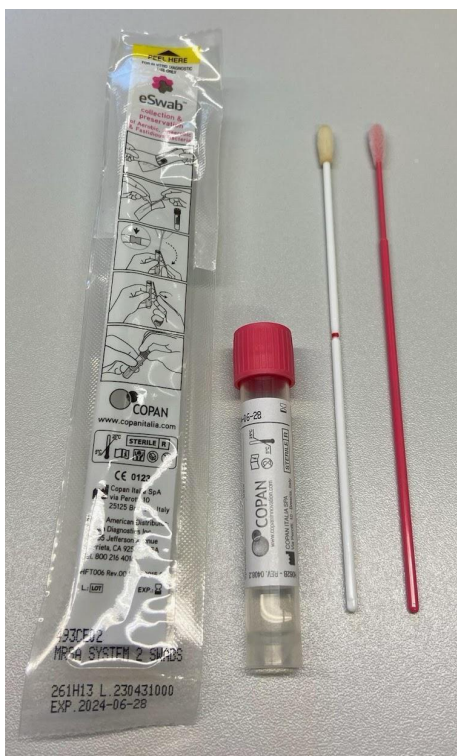


Abbildung 4: Abstrichtupfer (eSwab™)

Quelle: Janina Lang



Abbildung 5: Intraorale Probenentnahme mittels Abstrichtupfer

Quelle: Janina Lang

Masken Proben

Nach Abschluss der Behandlung wurde die chirurgische Maske des Behandlers mit neuen, unbenutzten Handschuhen von der Behandlungsassistentin entfernt, wobei die Außenseite der Maske nicht berührt werden durfte. Der Mund-Nasen-Schutz wurde unmittelbar danach für jeweils 10 s mit zwei verschiedenen Agarplatten in Kontakt gebracht, zuerst mit einer Columbia Agarplatte und dann mit einer Kochblut Agarplatte. Hierbei wurde darauf geachtet, dass die zentrale Außenfläche leicht auf die Agarplatte gedrückt und mit den Fingern auf der Innenseite der Maske von zentral nach peripher gestrichen wurde. Die Agarplatten wurden danach wieder verschlossen und mit der entsprechenden Versuchsnummer und Versuchsart (Maske) gekennzeichnet, um Verwechslungen zu vermeiden.

Um die jeweiligen Behandlungen inklusive Dauer nachvollziehen zu können, wurde dieselbe Versuchsnummer auf dem zugehörigen Informationsblatt markiert.

Für den Transport wurden die Agarplatten in einen Inkubationsbehälter für Gaserzeugungssysteme gelegt. Ein Gasentwicklungssäckchen zur Erzeugung eines CO₂-Milieus wurde eingelegt, und der Behälter anschließend wieder fest verschlossen.

Wurden weitere Agarplatten in den Inkubationsbehälter hinzugefügt, musste das vorhandene Gasentwicklungssäckchen gegen ein frisches ausgetauscht werden. Grund dafür war, dass das Öffnen der Box zum Entweichen von Gas aus der Box führt, wodurch die Gaszusammensetzung beeinträchtigt wird. Ein neues GasPak stellte sicher, dass genügend Gas vorhanden war, um die benötigte Atmosphäre zu erhalten.



Abbildung 6: Kontaktprobe der zentralen Außenfläche des Mund-Nasen-Schutzes auf einer Agarplatte
Quelle: Janina Lang

3.3.4 Mikrobielle Kultivierung der Agarplatten

Alle weiteren Schritte wurden im Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene am Universitätsklinikum des Saarlandes vorgenommen.

Intraorale Proben

Um die intraoralen Proben zu kultivieren, wurde das Amies-Medium für ca. 30 s auf einen Reagenzglasschüttler gestellt, damit die Mikroorganismen gleichmäßig verteilt wurden. Anschließend wurde jeweils 100 µl der bakteriellen Suspension mit einer Impföse aufgenommen und der erste Zick-Zack-Ausstrich des 3-Ösen-Ausstrichs auf die Agarplatten übertragen (Columbia und Chocolate-Agar). Im nächsten Schritt wurde die Bakteriendichte reduziert, indem eine zweite Impföse zwei- bis dreimal durch den ersten Ausstrich gezogen wurde. Anschließend erfolgte mit einer dritten Impföse eine weitere Verdünnung, um eine bessere Trennung und Identifizierung einzelner Bakterienarten in der späteren Analyse zu ermöglichen. Die Agarplatten wurden in Inkubationsbehältern für Gaserzeugungssysteme platziert. Ein Gasentwicklungssäckchen zur Förderung der Kultivierung der Bakterien wurde eingeführt, der Behälter wurde verschlossen und für 48 h bei 35 °C +/- 2 °C inkubiert.

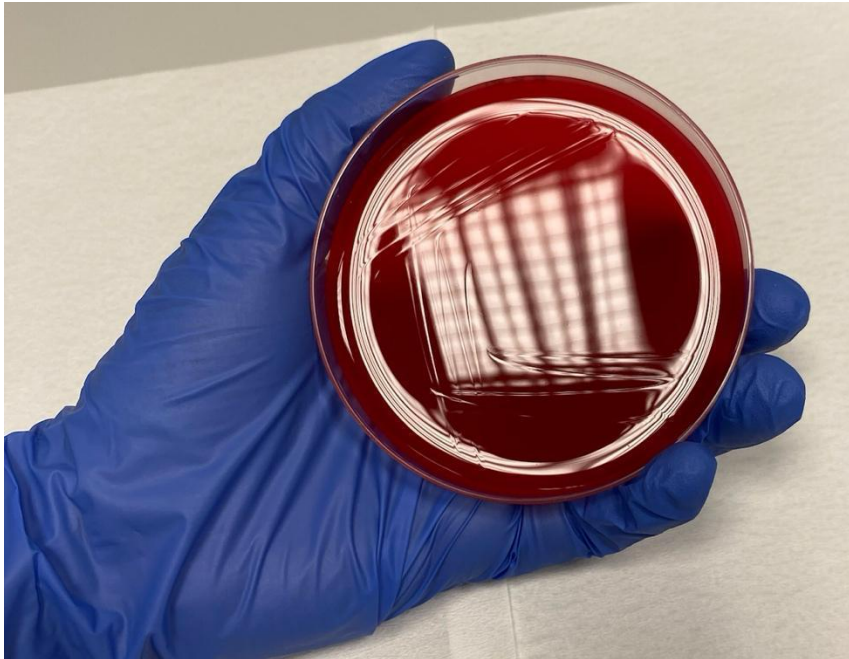


Abbildung 7: 3-Ösen-Ausstrich auf Columbia Agarplatte

Quelle: Janina Lang

Masken Proben

Da die Masken in der Klinik für Zahnerhaltung bereits auf Agarplatten übertragen wurden, wurden hier lediglich die Platten aus dem Inkubationsbehälter entnommen, gekennzeichnet und mit den entsprechenden intraoralen Proben in einem Behälter mit einem frischen CO₂ Gasentwicklungssäckchen für 48 h bei 35 °C +/- 2 °C inkubiert.

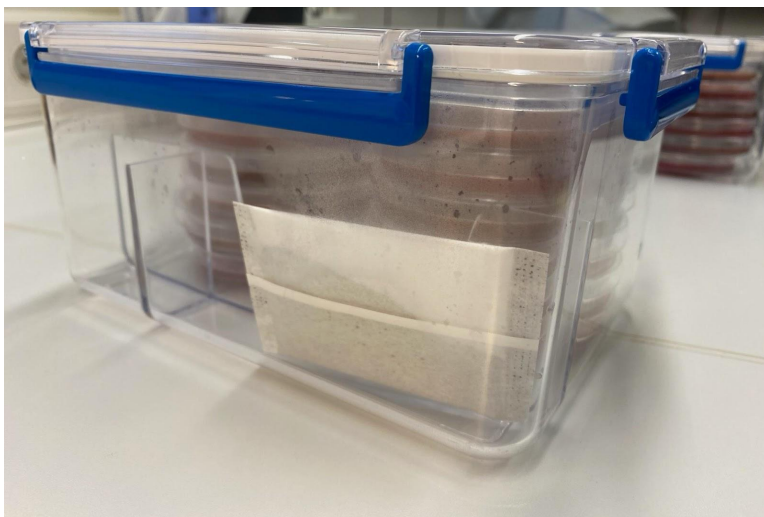


Abbildung 8: Inkubationsbehälter mit Agarplatten und einem Gasentwicklungssäckchen vor Inkubation

Quelle: Janina Lang

3.3.5 Mikrobiologische qualitative Analyse

Alle phänotypisch unterscheidbaren Kolonien, die auf den Agarplatten wuchsen, wurden mit Hilfe des MALDI Biotyper (matrixunterstützte Laserdesorption/ Ionisierung in Flugzeitmassenspektrometrie) klassifiziert. Hierzu konnte mit einem sterilen Holz-Zahnstocher die jeweilige Kolonie einzeln aufgenommen werden, wobei darauf geachtet wurde, möglichst die äußeren Ränder der Kolonie zu verwenden, um das bestmögliche Ergebnis zu erzielen. Die Kolonien wurden auf eine Edelstahlplatte (Target) übertragen und mit 1 µl Ameisensäure überlagert. Nachdem dieses getrocknet war, wurde 1 µl Matrix aufgebracht. Nach deren Trocknen konnte das Target zur Messung in den MALDI Biotyper eingebracht werden. Falls keine eindeutige Speziesidentifizierung erzielt wurde, wurde die Messung wiederholt. Wenn das Spektrum keiner dem MALDI Biotyper bekannten Bakterienart zugeordnet werden konnte, wurde es als „unidentifiziert“ vermerkt. Eine Identifikation auf Genusebene erfordert einen Score von $> 1,7$. Damit eine zuverlässige Speziesidentifizierung erfolgen kann, wird ein Score von $> 2,0$ benötigt. Der Score ist ein interner Bewertungsmaßstab der Qualität des Ergebnisses. Es wird geprüft, wie gut die Übereinstimmung des gemessenen Spektrums mit dem am besten passenden Referenzpunkt in der Datenbank ist.



Abbildung 9: Columbia Agarplatte nach 3-Ösen-Ausstrich mit darauf wachsenden Bakterienkolonien

Quelle: Janina Lang

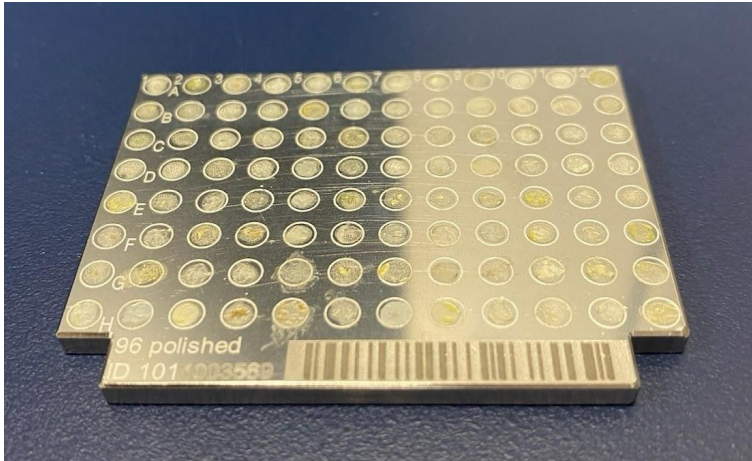


Abbildung 10: Edelstahl-Target mit Bakterienkolonien nach Fixierung mittels Ameisensäure und Matrix

Quelle: Janina Lang



Abbildung 11: MALDI Biotyper™

Quelle: Janina Lang

3.3.6 Mikrobiologische quantitative Analyse

Die Kolonien wurden zunächst manuell gezählt. Waren für eine subjektive Erfassung zu viele Kolonien auf einer Agar-Platte vorhanden, wurden die Kolonien mit Hilfe eines Koloniezählers gezählt und im System vermerkt.

Um die mikrobielle Belastung auf medizinischen Mund-Nasen-Schutzmasken zu quantifizieren, wurden koloniebildende Einheiten (KBE) der Mikroorganismen auf den

Agarplatten gezählt. Für die Klassifizierung der KBE wurden durch das Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene am Universitätsklinikum des Saarlandes in Homburg folgende Richtwerte definiert:

Vereinzelt: 1 - 10 Kolonien sind auf der Agarplatte erkennbar, oder die Kolonien sind ausschließlich in der ersten Ebene des 3-Ösen-Ausstrichs zu finden.

Zahlreich: 10 - 100 Kolonien sind auf der Agarplatte erkennbar, oder das Wachstum der Kolonien zeigt sich bis in die zweite Ebene des 3-Ösen-Ausstrichs.

Massenhaft: > 100 Kolonien können auf der Agarplatte nachgewiesen werden, oder es findet sich ein Wachstum der Kolonien bis in die dritte Ebene des 3-Ösen-Ausstrichs.

Um Vergleiche zwischen den verschiedenen Behandlungsmodalitäten möglich zu machen, wurden der Mittelwert und die Standardabweichung bestimmt. Der Mittelwert der KBE auf dem Mund-Nasen-Schutz gibt die durchschnittliche Anzahl der Mikroorganismen an, die bei einer bestimmten Behandlungsart auf den Masken festgestellt wurden. Die Standardabweichung bei den gemessenen KBE gibt Aufschluss über die Variabilität der Kontaminationsgrade bei den verschiedenen zahnmedizinischen Behandlungen.

3.3.7 Abgleichen der Bakterienspezies

Nach der Analyse der Bakterienkolonien wurden sowohl die intraoralen Proben als auch die Proben von dem medizinischen Mund-Nasen-Schutz auf das Vorhandensein identischer Bakterienarten untersucht. Alle identifizierten Bakterien wurden in Tabellen übertragen und anschließend die identischen Spezies quantifiziert. Die Übereinstimmung wurde kategorisiert in eine, zwei und drei oder mehr übereinstimmende Bakterienspezies.

3.4 Kontrollproben

Fünf unbenutzte chirurgische Masken (n = 5) wurden jeweils für 120 min während simulierter Aerosol produzierender zahnärztlicher Behandlungen an einem Phantompatienten getragen. Diese dienten als negative Kontrollen. Da es sich um einen Phantomkopf handelte, wurde kein intraoraler Abstrich genommen. Die Kontrollproben sollten jegliche potenzielle Vorkontamination des medizinischen Mund-Nasen-Schutz Typ II ausschließen, ebenso wie mögliche Kontaminationen durch die Mundhöhle des Behandlers.

3.5 Statistik

Die Analyse der bakteriellen Kontamination sowohl in intraoralen Proben als auch auf den chirurgischen MNS wurde qualitativ und quantitativ durchgeführt und deskriptiv dargestellt. Um Unterschiede in der Anzahl koloniebildender Einheiten auf den Masken zwischen verschiedenen Behandlungsmodalitäten sowie zwischen Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition zu vergleichen, kamen der Kruskal-Wallis-Test für multiple Vergleiche der Behandlungsmodalitäten und der Mann-Whitney-U-Test für Einzelzahnbehandlungen und die gesamte Dentition zum Einsatz (Signifikanzniveau $p < 0,05$). Weiterhin wurden die Korrelation zwischen dem Bakteriennachweis in den intraoralen Proben und auf den chirurgischen Masken mittels Spearmans Rangkorrelationskoeffizienten (ρ) untersucht, um festzustellen, ob die Infektionsmuster der Masken eine Ähnlichkeit zu den intraoralen Proben aufwiesen.

4. Ergebnisse

4.1 Ergebnisse der Untersuchungen

Insgesamt wurden 126 Aerosol produzierende Behandlungen in die Studie einbezogen. Von diesen waren 50 professionelle Zahnreinigungen, 33 Parodontitis-Behandlungen, 31 Füllungstherapien und 12 endodontische Behandlungen. Die Dauer der Behandlung variierte um 158 ± 52 Minuten.

An jedem Behandlungstag wurden vier bis sieben Proben intraoral und von der Maske gewonnen und analysiert. Für die Bewertung der Kontamination der chirurgischen Mund-Nasen-Schutzmasken der Behandler wurden bei jeder Behandlung zwei verschiedene Agarplatten (Columbia und Chocolate) verwendet, ebenso wie für die Kultivierung der intraoralen Proben der Probanden. Somit ergaben sich 4 Agarplatten pro Behandlung, was insgesamt 504 Agarplatten für 126 Behandlungen entspricht.

Zur Bewertung der Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes wurden insgesamt 252 Agarplatten verwendet. Sowohl die professionelle Zahnreinigung als auch die Füllungstherapie und die endodontische Behandlung zeigten eine Kontamination aller Mund-Nasen-Schutzmasken. Lediglich bei der Parodontitis-Behandlung wurde bei zwei Proben keine Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes festgestellt.

Insgesamt wurden 126 intraorale Abstriche genommen, was in 252 Agarplatten zur Auswertung der Keimbesiedlung der intraoralen Abstriche resultiert. Von allen intraoralen Proben konnten Bakterien kultiviert werden.

4.2 Übereinstimmende Spezies

In dieser Studie wurde die Anzahl der übereinstimmenden Spezies (ÜS) für jede zahnmedizinische Behandlungsmodalität ermittelt. ÜS bezieht sich auf Mikroorganismen, die gleichzeitig auf Agarplatten der MNS und der intraoralen Proben nachgewiesen wurden. Die Identifikation derselben Spezies in beiden Proben weist auf eine Übertragung von Mikroorganismen vom Patienten auf den medizinischen Mund-Nasen-Schutz des Behandlers hin. Somit dient diese Übereinstimmung als Indikator für die Kontaminationsrate der Maske durch intraorale Keime.

Nachfolgend werden die Ergebnisse der vier Behandlungsmodalitäten und die jeweilige Anzahl an ÜS detailliert dargestellt.

Tabelle 2: Behandlungsmodalitäten mit übereinstimmenden Spezies in absoluten Werten. Übereinstimmende Spezies (ÜS) sind jene Mikroorganismen, die gleichzeitig auf den Agarplatten der MNS und der intraoralen Proben nachgewiesen wurden.

Behandlung	n	1 ÜS	2 ÜS	3 ÜS & mehr	ÜS insgesamt
Proben insgesamt	126	33	15	5	53
Professionelle Zahnreinigung	50	12	5	4	21
Parodontitisbehandlung	33	12	4	1	17
Füllungstherapie	31	6	4	0	10
Endodontische Behandlung	12	3	2	0	5

In der Gesamtanalyse von 126 Proben zeigte sich, dass in 33 Fällen genau 1 ÜS nachgewiesen wurde, in 15 Fällen 2 ÜS und in 5 Fällen 3 oder mehr ÜS identifiziert wurden. Somit ergibt sich eine Übertragung intraoraler Keime auf den Mund-Nasen-Schutz in insgesamt 53 Fällen.

Die Aufschlüsselung nach spezifischen Behandlungsmodalitäten liefert weitere Einblicke:

Professionelle Zahnreinigung: Von insgesamt 50 Proben wiesen 21 Proben ÜS auf. Dabei enthielten 12 Proben eine ÜS, 5 Proben zwei ÜS und in 4 Proben wurden drei oder mehr ÜS gefunden.

Parodontitisbehandlung: Unter den 33 analysierten Proben gab es insgesamt bei 17 Proben ÜS. In 12 Proben befanden sich eine ÜS, in 4 Proben zwei ÜS und 1 Probe zeigte drei oder mehr ÜS.

Füllungstherapie: Es zeigten 10 von 31 Proben ÜS. 6 Proben hatten eine ÜS und 4 Proben zwei ÜS. Proben mit drei oder mehr ÜS traten hier nicht auf.

Endodontische Behandlung: bei 12 Proben wurden insgesamt bei 5 Proben ÜS ermittelt, wobei 3 Proben eine ÜS und 2 Proben zwei ÜS aufwiesen. Keine Probe wies drei oder mehr ÜS auf.

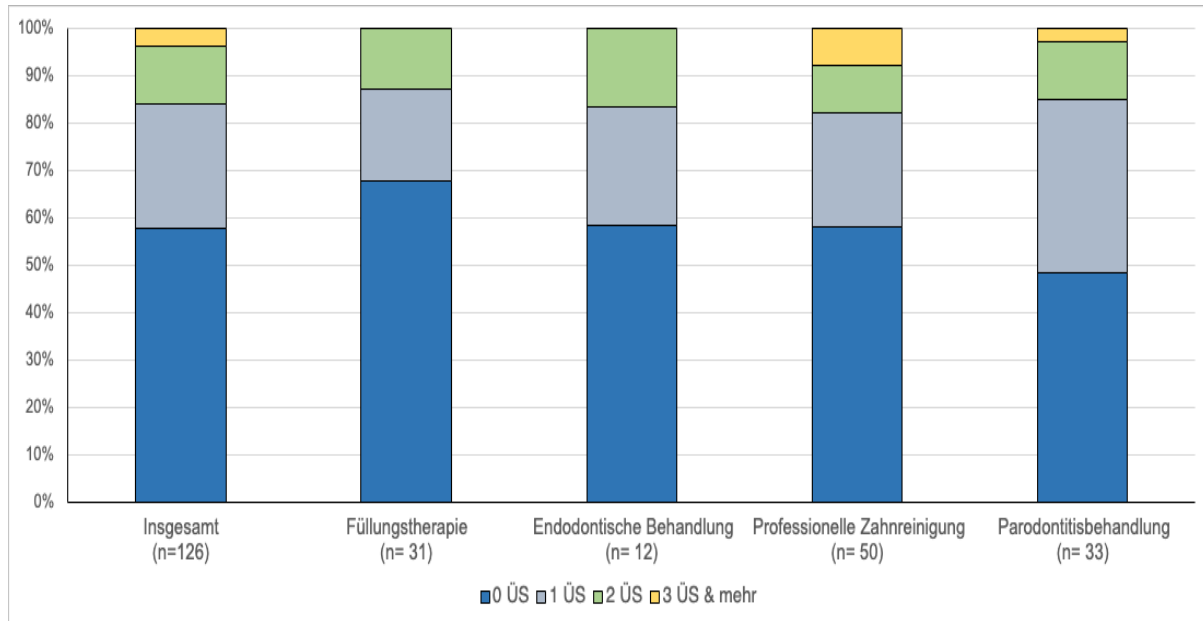


Abbildung 12: Behandlungsmodalitäten mit übereinstimmenden Spezies (ÜS) in relativen Werten. Insgesamt sind n=126 Behandlungen ausgewertet worden, davon n=31 Füllungstherapien, n=12 Endodontische Behandlungen, n=50 Professionelle Zahnreinigungen und n=33 Parodontitisbehandlungen. Die Farbkodierung in der Abbildung erleichtert die Zuordnung der Befunde: Blau: 0 ÜS, Grau: 1 ÜS, Grün: 2 ÜS, Gelb: 3 ÜS & mehr

Zusammenfassend wurde in 42% der untersuchten Proben eine Übereinstimmung von Spezies auf den Agarplatten der Masken und der intraoralen Abstriche festgestellt. Die höchste Rate an ÜS wurde mit 51,5% der Proben bei der Parodontitisbehandlung beobachtet, gefolgt von der Professionellen Zahnreinigung (42% der Proben mit ÜS) und der Endodontischen Behandlung (41,7% der Proben mit ÜS). Die Füllungstherapie wies mit 32,3% die geringste Rate an ÜS auf.

4.2.1. Vergleich: Einzelzahnbehandlungen zu Behandlungen der gesamten Dentition

Um die Übertragung von Mikroorganismen von der Mundhöhle des Patienten auf den Mund-Nasen-Schutz des Behandlers differenzierter zu betrachten, lassen sich die Behandlungsmodalitäten in zwei Kategorien unterteilen: Behandlungen, welche die gesamte Dentition betreffen und Einzelzahnbehandlungen.

Zu den Behandlungen der gesamten Dentition zählen die Parodontitisbehandlung und die Professionelle Zahnreinigung, während die Endodontische Behandlung und die Füllungstherapie typischerweise Einzelzahnbehandlungen darstellen.

Bei den Einzelzahnbehandlungen wurden in der Studie entweder keine ÜS oder bis zu zwei ÜS festgestellt, wobei keine Fälle mit drei oder mehr ÜS identifiziert wurden. Insgesamt zeigten 34,85% der Proben ÜS, davon 20,9% mit 1 ÜS und 13,95% mit 2 ÜS.

Im Gegensatz dazu konnten bei den Behandlungen, die sich auf die gesamte Dentition erstreckten, Fälle mit 0, 1, 2 und auch 3 oder mehr ÜS nachgewiesen werden. Hier lag der Anteil der Proben mit ÜS bei 45,8%. Dabei wurde in 29% der Proben eine ÜS identifiziert, in 10,8% zwei ÜS und in 6% der Proben drei oder mehr ÜS.

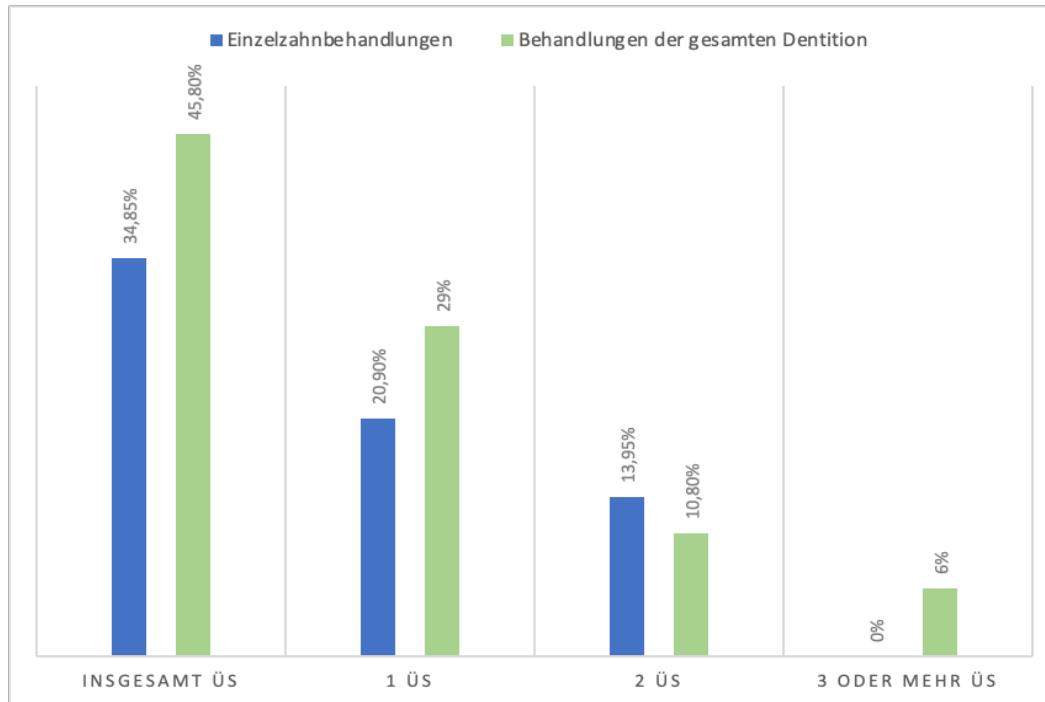


Abbildung 13: Übereinstimmende Spezies (ÜS) im Vergleich: Einzelzahnbehandlungen zu Behandlungen der gesamten Dentition in relativen Werten. Die Farbkodierung in der Abbildung erleichtert die Zuordnung der Befunde: Blau: Einzelzahnbehandlungen, Grün: Behandlungen der gesamten Dentition.

4.3 Quantitative Analyse

4.3.1 Quantitative Keimbelastung der Masken

Es war möglich, die Anzahl der koloniebildenden Einheiten für die Kontamination der Masken zu bestimmen. Insgesamt wurde für alle Mund-Nasen-Schutzmasken ein Mittelwert der Keimbelastung von $18,75 \pm 44$ KBE festgestellt.

Bei der professionellen Zahnreinigung lag die durchschnittliche KBE auf den Agarplatten des Mund-Nasen-Schutzes bei 37 KBE, mit einer Standardabweichung von ± 102 KBE. Eine massenhafte Kontamination von mehr als 100 KBE wurde bei 3 Behandlungen festgestellt, während eine zahlreiche Kontamination von 10-100 KBE bei 24 Behandlungen festgestellt wurde. Eine vereinzelte Kontamination mit 1-10 KBE ließ sich bei 23 Proben nachweisen.

Bei der Parodontitisbehandlung ergab sich ein Mittelwert von 20 KBE pro Agarplatte, mit einer Standardabweichung von ± 58 KBE. Hier konnte eine massenhafte Kontamination einmalig festgestellt werden, eine zahlreiche Kontamination in 8 Fällen und eine vereinzelte Kontamination auf 22 Agarplatten. Zwei Agarplatten zeigten keinerlei Kontamination.

In der Gruppe der endodontischen Behandlungen lag der Mittelwert bei 8 KBE pro Agarplatte, mit einer Standardabweichung von ± 7 KBE. Eine massenhafte Kontamination wurde hier nicht beobachtet, jedoch gab es eine zahlreiche Kontamination bei 4 Agarplatten und eine vereinzelte Kontamination bei 8 Agarplatten.

Bei der Füllungstherapie wurden durchschnittlich 10 KBE auf den Agarplatten des Mund-Nasen-Schutzes gefunden, bei einer Standardabweichung von ± 9 KBE. Eine massenhafte Kontamination trat nicht auf, jedoch wurde eine zahlreiche Kontamination bei 10 Platten und eine vereinzelte Kontamination bei 21 Agarplatten identifiziert.

Der Kruskal-Wallis-Test ergab signifikante Unterschiede zwischen den 4 Gruppen ($p = 0,01216$). Ein paarweiser Vergleich zeigte eine signifikant höhere Kontamination der MNS nach der Professionellen Zahnreinigung im Vergleich zur Kontamination der MNS nach der Füllungstherapie ($p = 0,0271$) und endodontischen Behandlung ($p = 0,0477$).

Ergebnisse

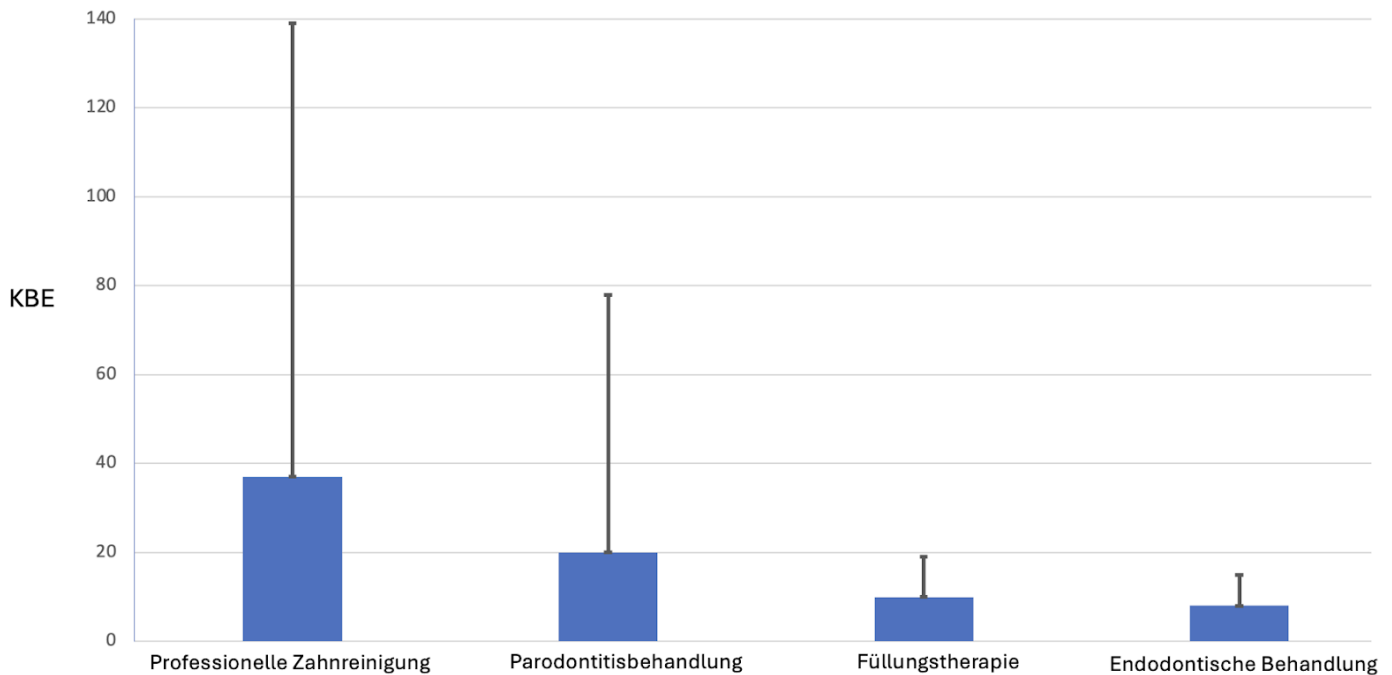


Abbildung 14: Darstellung des Mittelwerts der Koloniebildenden Einheiten (KBE) auf dem MNS je Behandlungsmodalität. Hierbei wurden bei der Professionellen Zahnreinigung 50 Behandlungen eingeschlossen, bei der Parodontitisbehandlung 33, bei der Füllungstherapie 31 und bei der endodontischen Behandlung 12 Behandlungen. Die durchschnittliche bakterielle Kontamination der MNS lag bei der Professionellen Zahnreinigung bei 37 KBE $\pm$ 102 KBE, bei der Parodontitisbehandlung bei 20 KBE $\pm$ 58 KBE, bei der Füllungstherapie bei 10 KBE $\pm$ 9 KBE und bei der endodontischen Behandlung bei 8 KBE $\pm$ 7 KBE.

Die Säulen entsprechen dem Mittelwert, die aufgesetzte Linie der $\pm$ Standardabweichung.

4.3.1.1 Vergleich: Einzelzahnbehandlungen zu Behandlungen der gesamten Dentition bei der Kontamination des MNS

Es wurden Behandlungen der gesamten Dentition, also professionelle Zahnreinigung und Parodontitisbehandlung mit Behandlungen verglichen, die sich auf einzelne Zähne beschränkten, der endodontischen Behandlung und der Füllungstherapie.

Mit einem Mittelwert von 30 KBE weisen Behandlungen der gesamten Dentition höhere durchschnittliche Kontaminationsraten auf als Einzelzahnbehandlungen. Die durchschnittliche Standardabweichung lag bei $\pm$ 88,3.

Im Gegensatz dazu zeigten Einzelzahnbehandlungen niedrigere durchschnittliche Kontaminationsraten mit einem Mittelwert von 9 KBE. Die durchschnittliche Standardabweichung lag bei $\pm$ 8,3.

Behandlungen, die die gesamte Dentition betreffen, zeigen eine zwar im Mittel höhere, jedoch nicht statistisch signifikante ($p = 0,1216$) Kontaminationsrate sowie eine höhere Standardabweichung als Einzelzahnbehandlungen.

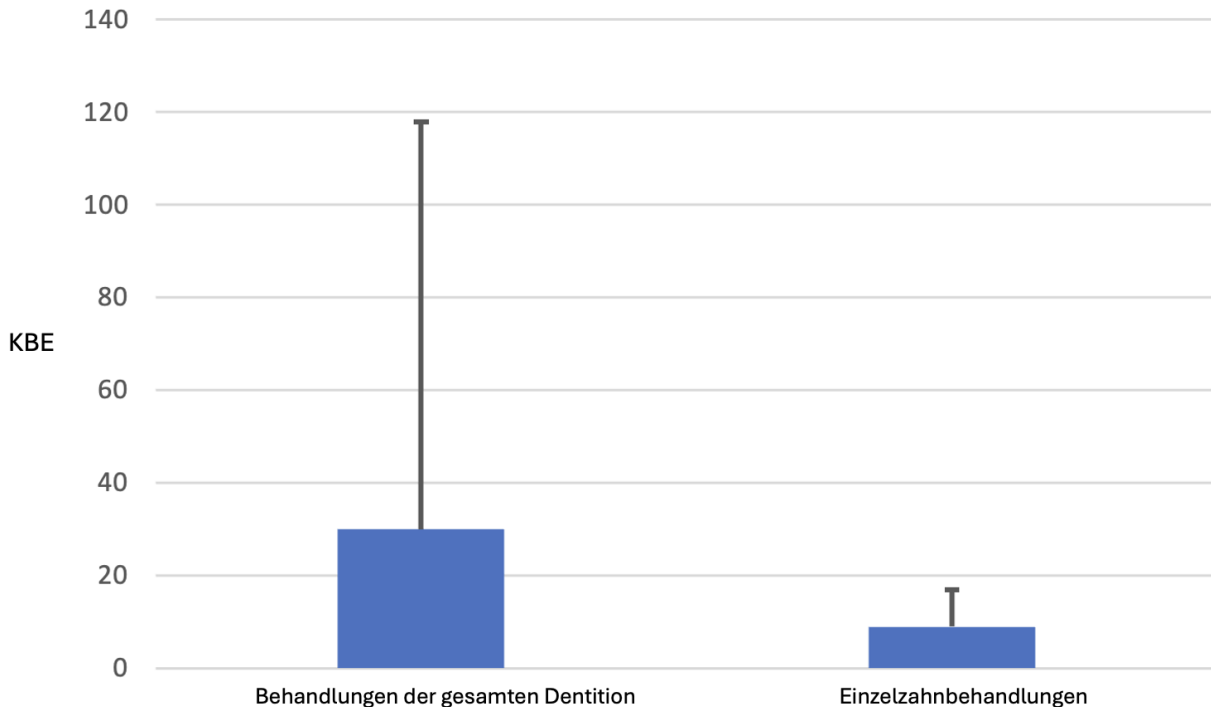


Abbildung 15: Darstellung des Mittelwerts der KBE auf dem MNS unterteilt in Behandlungen der gesamten Dentition (Professionelle Zahnreinigung und Parodontitisbehandlung) und Einzelzahnbehandlungen (endodontische Therapie und Füllungstherapie). Die durchschnittliche bakterielle Kontamination der MNS lag bei den Behandlungen der gesamten Dentition bei 30 KBE $\pm$ 88 KBE, bei den Einzelzahnbehandlungen bei 9 KBE $\pm$ 8 KBE. Die Säulen entsprechen dem Mittelwert, die aufgesetzte Linie der $\pm$ Standardabweichung.

4.4 Qualitative Analyse

4.4.1 Detektionsfrequenz

Um die Proben qualitativ analysieren zu können, werden in der nachfolgenden Tabelle alle Übereinstimmenden Spezies (ÜS), die sowohl bei den intraoralen Proben als auch auf den MNS vorgefunden wurden, aufgeführt.

Tabelle 3: Übereinstimmende Spezies (ÜS) zwischen intraoralen Proben und den Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) bei vier verschiedenen Behandlungsmodalitäten. Bakterien, die bei den vier verschiedenen Behandlungsmodalitäten (Professionelle Zahnreinigung, Füllungstherapie, endodontische Behandlung, Parodontistherapie) Übereinstimmungen hatten, also sowohl auf dem MNS als auch auf der Agarplatte des intraoralen Abstrichs vorgefunden wurden. Die Mikroorganismen wurden nach der Häufigkeit der Übereinstimmung sortiert.

Bakterium	Übereinstimmungen der Spezies intraoral und bei den verschiedenen Behandlungsmodalitäten
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	20
<i>Actinomyces oris</i>	8
<i>Micrococcus luteus</i>	8
<i>Staphylococcus hominis</i>	7
<i>Rothia dentocariosa</i>	6
<i>Staphylococcus capitis</i>	4
<i>Streptococcus salivarius</i>	4
<i>Streptococcus sanguinis</i>	4
<i>Neisseria subflava</i>	3
<i>Haemophilus parainfluenzae</i>	2
<i>Neisseria macacae</i>	2
<i>Rothia mucilaginosa</i>	2
<i>Neisseria mucosa</i>	1
<i>Neisseria spp.</i>	1
<i>Rothia aeria</i>	1

Ergebnisse

<i>Staphylococcus aureus</i>	1
<i>Streptococcus gordonii</i>	1
<i>Streptococcus mitis</i>	1
<i>Streptococcus oralis</i>	1
<i>Streptococcus parasanguinis</i>	1

Eine detaillierte Tabelle im Anhang bietet einen vollständigen Überblick über alle identifizierten Spezies. Diese Tabelle enthält Informationen dazu, bei welchen Behandlungsmodalitäten jeder Mikroorganismus wie häufig sowohl auf den Agarplatten des MNS als auch auf den Agarplatten der intraoralen Proben identifiziert wurde. Zudem sind die natürlichen Habitate der Mikroorganismen aufgeführt, die in vier Kategorien gegliedert sind: obligat orale Spezies, fakultativ orale Spezies, extraorale Spezies und Umweltkeime.

Die Analyse einer möglichen Korrelation des Spektrums der Mikroorganismen auf allen Masken im Vergleich zum Spektrum der Mundhöhle ergab für alle Keime, sowohl diejenigen, die in beiden Proben vorhanden waren, als auch diejenigen, die nur auf dem MNS oder nur in den oralen Proben vorkamen, keine statistisch nachweisbare Korrelation ($r_s = 0,08734$, $p = 0,3733$). Wurden die Proben eliminiert, die den jeweiligen Keim nicht in der oralen Probe nachweisen konnten, war eine Korrelation nachweisbar ($r_s = 0,63982$, $p = 0,018$).

4.4.2 Gattungen des MNS je Behandlungsmodalität

Um eine präzisere Bewertung der auf dem MNS gefundenen Spezies zu ermöglichen, werden diese nach Gattungen kategorisiert. Für jede Behandlungsmodalität werden die Daten in separaten Diagrammen visualisiert. Dabei repräsentieren die Prozentangaben den Anteil jeder Gattung am Gesamtspektrum der auf dem MNS identifizierten Mikroorganismen, wobei 100% das gesamte Spektrum aller detektierten Mikroorganismen darstellen. In den Diagrammen werden primär die am häufigsten vorgefundenen Gattungen hervorgehoben. Die Kategorie "Weitere" fasst alle seltener vorkommenden Gattungen zusammen.

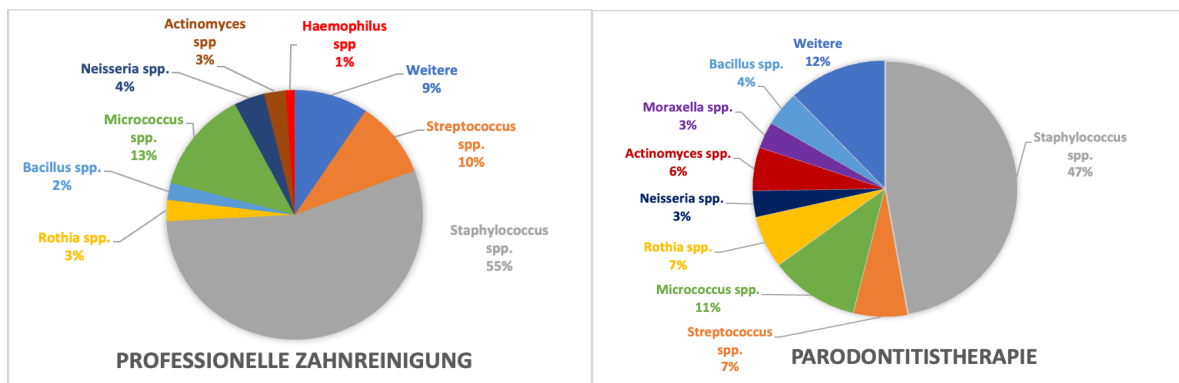


Abbildung 16: Darstellung des relativen Anteils der verschiedenen Gattungen am Gesamtspektrum der auf dem MNS detektierten Gattungen bei Behandlungen der gesamten Dentition (Professionelle Zahnreinigung, Parodontitisbehandlung). Mit 55% bzw. 47% wurde *Staphylococcus spp.* am häufigsten detektiert. Das Gattungsspektrum bei der Parodontitistherapie ist diverser als bei der Professionellen Zahnreinigung.

Bei der professionellen Zahnreinigung dominierten *Staphylococcus spp.*, die 55% des Gesamtspektrums ausmachten. *Micrococcus spp.* waren mit 13% und *Streptococcus spp.* mit 10% vertreten. Weitere Gattungen bildeten 9% des Gesamtspektrums. *Neisseria spp.* stellten 4% dar, während *Actinomyces spp.* und *Rothia spp.* jeweils 3% vertreten. *Bacillus spp.* stellten 2% und *Haemophilus spp.* 1% des Gesamtspektrums dar. Bei der Parodontitistherapie zeigte sich ebenfalls eine Dominanz von *Staphylococcus spp.*, die 47% des Gesamtspektrums ausmachten. Weitere Gattungen summierten sich auf 12% des Gesamtspektrums. *Micrococcus spp.* kamen auf 11%, während *Streptococcus spp.* und *Rothia spp.* jeweils 7% ausmachten. *Actinomyces spp.* waren mit 6% beteiligt, *Bacillus spp.* mit 4% und sowohl *Moraxella spp.* als auch *Neisseria spp.* trugen je 3% zum Gesamtspektrum bei.

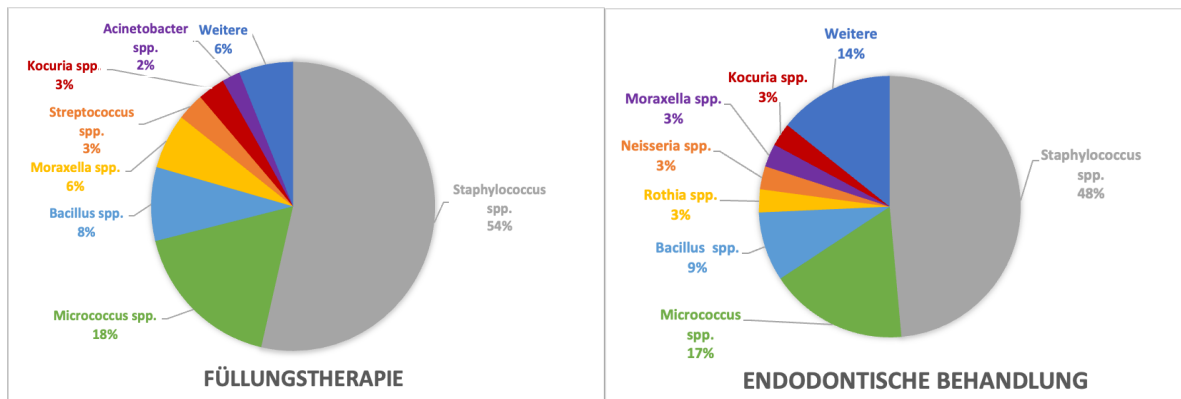


Abbildung 17: Darstellung des relativen Anteils der verschiedenen Gattungen am Gesamtspektrum der auf dem MNS detektierten Gattungen bei Einzelzahnbehandlungen (Füllungstherapie, Endodontische Behandlung). Mit 54% bzw. 48% wurde *Staphylococcus spp.* am häufigsten detektiert.

Bei der Füllungstherapie dominierte *Staphylococcus spp.* mit 54% des Gesamtspektrums, gefolgt von *Micrococcus spp.*, die 18% ausmachten. *Bacillus spp.* stellten 8% dar. Weitere Gattungen und *Moraxella spp.* waren jeweils mit 6% vertreten. *Streptococcus spp.* und *Kocuria spp.* trugen je 3% bei, während *Acinetobacter spp.* 2% ausmachten. Bei der endodontischen Behandlung war *Staphylococcus spp.* mit 48% die vorherrschende Gattung, gefolgt von *Micrococcus spp.* mit 17%. Weitere Gattungen bildeten 14% des Spektrums. *Bacillus spp.* machten 9% aus, während *Rothia spp.*, *Kocuria spp.*, *Neisseria spp.* und *Moraxella spp.* jeweils 3% des nachgewiesenen Spektrums darstellten.

4.4.3 Mikroorganismen des MNS je Behandlungsmodalität

In der qualitativen Analyse der Mikroorganismen auf dem MNS der vier Behandlungsmodalitäten (professioneller Zahnreinigung, Parodontitisbehandlung, endodontische Behandlung, Füllungstherapie), wurden diese nach ihrem natürlichen Habitat kategorisiert. Dabei wurden fünf Kategorien definiert: keine Kontamination, ausschließlich obligat orale Mikroorganismen (obligat), ausschließlich fakultativ orale Mikroorganismen (fakultativ), eine Kombination beider (fakultativ + obligat), sowie andere Mikroorganismen, einschließlich extraoraler Keime und Umweltkeime (Andere). Die Zuordnung zu diesen Kategorien erfolgte basierend auf den nachgewiesenen Mikroorganismen auf den MNS. Masken ohne obligat oder fakultativ orale Mikroorganismen wurden der Kategorie "Andere" zugeordnet. Der Fokus der Studie lag auf den oralen Mikroorganismen, daher wurden Befunde zu extraoralen Keimen und Umweltkeimen nur dann erfasst und hervorgehoben, wenn keine oralen Mikroorganismen vorhanden waren. Auf dieser Grundlage wurden die relativen Anteile der verschiedenen Mikroorganismenkategorien am gesamten Keimspektrum

in den folgenden Abbildungen visualisiert, um einen klaren Überblick über die bakterielle Kontamination auf den MNS zu geben.

Bei der professionellen Zahnreinigung wurden auf 58% der MNS fakultativ orale Mikroorganismen nachgewiesen, während bei 38% der MNS eine Kombination aus obligat und fakultativ oralen Mikroorganismen festgestellt wurde. Bei 4% der MNS konnten ausschließlich extraorale Keime oder Umweltkeime detektiert werden. Im Rahmen der Parodontitisbehandlung zeigten 48% der MNS fakultativ orale Mikroorganismen, 31% wiesen sowohl obligate als auch fakultativ orale Mikroorganismen auf und auf 9% der MNS wurden ausschließlich obligat orale Mikroorganismen identifiziert. Bei 6% der MNS der Parodontitisbehandlung ließen sich andere Mikroorganismen isolieren und ebenfalls bei 6% der Masken konnte keine Kontamination nachgewiesen werden. Insgesamt konnte also bei 38% der MNS der professionellen Zahnreinigung und bei 40% der MNS bei der Parodontitisbehandlung obligat orale Mikroorganismen nachgewiesen werden.

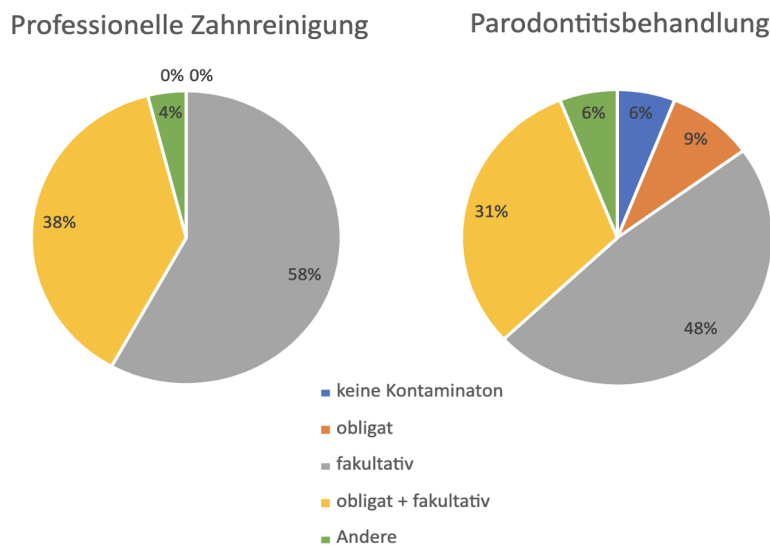


Abbildung 18: Darstellung des relativen Anteils verschiedener Mikroorganismen am gesamten Keimspektrum bei zahnmedizinischen Behandlungen der gesamten Dentition. Die professionelle Zahnreinigung umfasst 50 Behandlungen (n=50) und die Parodontitisbehandlung 33 (n=33). Die Ergebnisse zeigen, dass fakultativ orale Mikroorganismen sowohl bei der professionellen Zahnreinigung als auch bei der Parodontitisbehandlung das Keimspektrum dominieren. Die Farbkodierung in der Abbildung erleichtert die Zuordnung der Befunde: Blau: keine Kontamination konnte nachgewiesen werden; Orange: obligat orale Mikroorganismen konnten auf dem MNS nachgewiesen werden; Grau: fakultativ orale Mikroorganismen konnten auf dem MNS nachgewiesen werden; Gelb: sowohl obligate als auch fakultative orale Mikroorganismen wurden auf dem MNS festgestellt; Grün: es konnten extraorale Keime oder Umweltkeime auf dem MNS nachgewiesen werden, jedoch keine oralen Mikroorganismen.

Bei der Füllungstherapie wurden auf 71% der MNS ausschließlich fakultativ orale Mikroorganismen nachgewiesen. Auf 13% der MNS konnten sowohl obligat als auch fakultativ orale Mikroorganismen identifiziert werden. Ebenfalls auf 13% der MNS konnten andere Mikroorganismen festgestellt werden. Bei 3% der MNS ließen sich ausschließlich obligat orale Mikroorganismen detektieren. Im Rahmen der endodontischen Behandlung wurden bei 66% der MNS fakultativ orale Mikroorganismen festgestellt. Auf 17% der MNS konnten andere Mikroorganismen nachgewiesen werden und ebenfalls bei 17% wurde eine Kombination aus obligat und fakultativ oralen Mikroorganismen identifiziert. Insgesamt konnte also bei 16% der MNS der Füllungstherapie und bei 17% der MNS der endodontischen Behandlung obligat orale Mikroorganismen nachgewiesen werden.

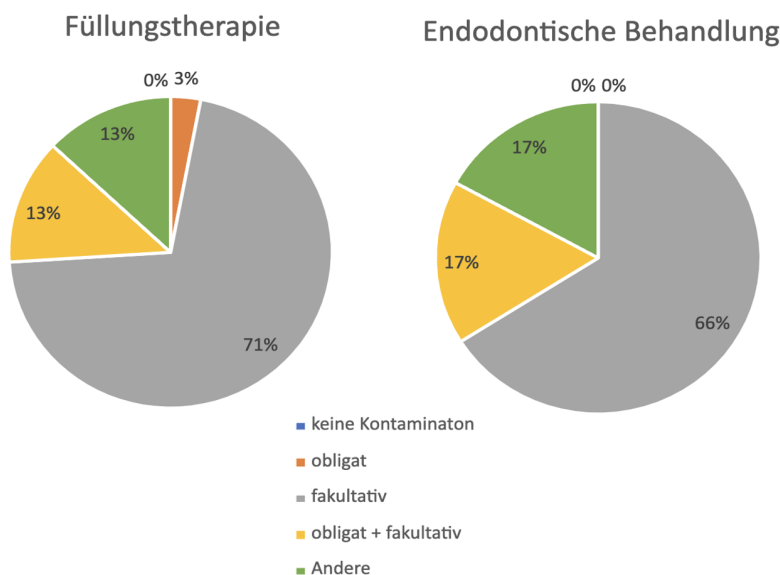


Abbildung 19: Darstellung des relativen Anteils verschiedener Mikroorganismen am gesamten Keimspektrum bei zahnmedizinischen Behandlungen einzelner Zähne (Einzelzahnbehandlungen). Die Füllungstherapie umfasst 31 Behandlungen (n=31) und die endodontische Behandlung 12 (n=12). Die Ergebnisse zeigen, dass fakultativ orale Mikroorganismen sowohl bei der Füllungstherapie als auch bei der endodontischen Behandlung das Keimspektrum dominieren. Die Farbkodierung in der Abbildung erleichtert die Zuordnung der Befunde: Blau: keine Kontamination konnte nachgewiesen werden; Orange: obligat orale Mikroorganismen konnten auf dem MNS nachgewiesen werden; Grau: fakultativ orale Mikroorganismen konnten auf dem MNS nachgewiesen werden; Gelb: sowohl obligate als auch fakultative orale Mikroorganismen wurden auf dem MNS festgestellt; Grün: es konnten extraorale Keime oder Umweltkeime auf dem MNS nachgewiesen werden, jedoch keine oralen Mikroorganismen.

4.4.4 Obligat orale Gattungen des MNS

In der folgenden Darstellung sind die obligat oralen Gattungen aufgeführt, die auf den MNS während der vier verschiedenen Behandlungsmodalitäten nachgewiesen wurden. Dies ermöglicht es, ein detailliertes Bild darüber zu verschaffen, welche obligat oralen Gattungen besonders häufig auf den MNS übertragen wurden.

Bei der professionellen Zahnreinigung dominierte die Gattung *Streptococcus spp.* mit 58%, gefolgt von *Actinomyces spp.* und *Rothia spp.* mit jeweils 19%. *Neisseria spp.* machte den geringsten Anteil von 4% aus. Bei der Parodontitisbehandlung wurden die Gattungen *Rothia spp.* und *Streptococcus spp.* mit jeweils 32% am häufigsten identifiziert, gefolgt von *Actinomyces spp.* mit 26%. *Neisseria spp.* machte den geringsten Anteil von 10% aus.

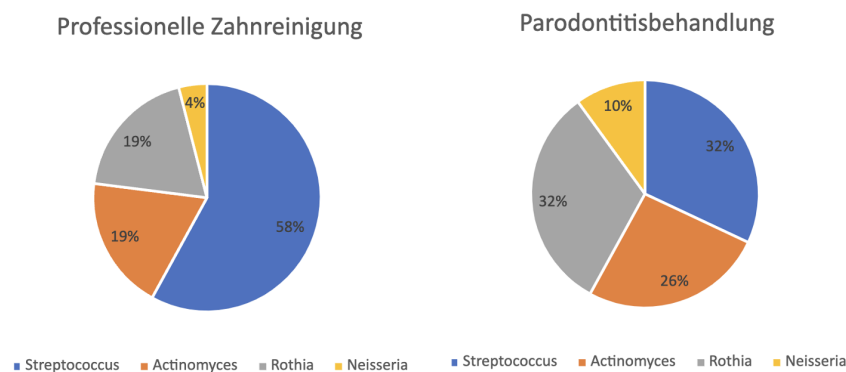


Abbildung 20: Relative Anteile der auf dem MNS isolierten Mikroorganismen auf Gattungsebene während der Professionellen Zahnreinigung und Parodontitisbehandlung. Hierbei repräsentieren 100% die Gesamthäufigkeit, mit der die verschiedenen Spezies identifiziert wurden. Der Prozentwert gibt an, wie oft eine bestimmte Gattung im Vergleich zur Gesamtzahl der identifizierten oralen Gattungen auf dem MNS nachgewiesen wurde. Zu den obligat oralen Gattungen, die isoliert werden konnten, zählen *Streptococcus*, *Actinomyces*, *Rothia* und *Neisseria*.

Bei der Füllungstherapie waren die Gattungen *Streptococcus* und *Actinomyces* mit jeweils 40% die vorherrschenden Mikroorganismen, während *Rothia* mit einem Anteil von 20% identifiziert wurde. Bei endodontischen Behandlungen stellte ausschließlich die Gattung *Rothia* den obligaten oralen Mikroorganismus auf dem MNS dar, was 100% der nachgewiesenen Spezies in diesem Kontext ausmacht.

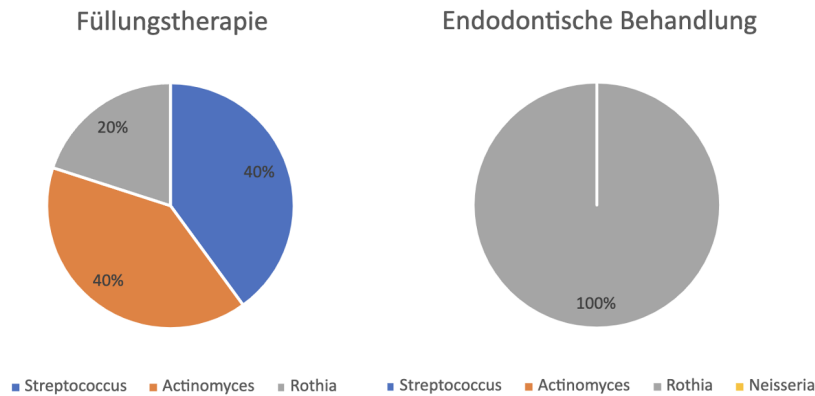


Abbildung 21: Relative Anteile der auf dem MNS isolierten Mikroorganismen auf Gattungsebene während der Füllungstherapie und der endodontischen Behandlung. Hierbei repräsentieren 100% die Gesamthäufigkeit, mit der die verschiedenen Spezies identifiziert wurden. Der Prozentwert gibt an, wie oft eine bestimmte Gattung im Vergleich zur Gesamtzahl der identifizierten oralen Gattungen auf dem MNS nachgewiesen wurde. Zu den obligat oralen Gattungen, die isoliert werden konnten, zählen *Streptococcus*, *Actinomyces* und *Rothia*.

4.5 Kontrollproben

Fünf unbenutzte chirurgische MNS (n=5) wurden für jeweils 120 min während simulierter Aerosol produzierender zahnmedizinischer Behandlungen (Trepanation, Kavitätenpräparation) an einem Phantom-Simulator getragen und dienten als negative Kontrollen. Bei diesen Masken wurde kein intraoraler Abstrich vorgenommen, da es sich um einen Phantomkopf handelte. Nach einer Beobachtungszeit von 48 h zeigten alle fünf als Kontrollproben verwendeten MNS kein bakterielles Wachstum. Dies weist darauf hin, dass die medizinischen Masken vor Beginn der Untersuchung frei von Kontamination waren und auch beim sorgfältigen Anlegen keine mikrobielle Verunreinigung der zentralen Maskenfläche erfolgte.

5. Diskussion

5.1 Grundlagen

Ziel dieser Studie war es, zu untersuchen, inwieweit das Keimspektrum auf dem MNS des zahnärztlichen Behandlers durch die orale Mikrobiota der Patienten im Rahmen aerosolbildender Behandlungen beeinflusst wird. Darüber hinaus wurde analysiert, ob das Ausmaß der oralen Kontamination von unterschiedlichen zahnärztlichen Behandlungsmodalitäten variiert. Nach aktuellem Kenntnisstand stellt diese Untersuchung die erste Studie dar, die die bakterielle Zusammensetzung der Mundhöhle vor einer Aerosol generierenden Behandlung mit den auf dem MNS des Behandlers nach der Behandlung nachgewiesenen Bakterien vergleicht. Ein direkter Vergleich mit bisherigen Studien ist daher nur eingeschränkt möglich.

In der Zahnmedizin besteht ein hohes Risiko für bakterielle Kontaminationen, die sowohl das Behandlungsteam als auch die Patienten betreffen können [158,203]. Insbesondere aerosolbildende Instrumente stellen trotz moderner Absaugtechniken weiterhin eine Herausforderung dar, da die mikrobielle Kontamination von Behandlungsräumen [21,52,112,120], Arbeitsflächen [158,184,198], dem Personal [80,81,149,205] sowie den MNS [80,81,84,139] mehrfach nachgewiesen wurde. Auffällig ist, dass in einigen Studien die Kontaminationsrate der MNS nach zahnärztlichen Eingriffen bis zu 100 % betrug [80,139]. Da das zahnärztliche Personal in unmittelbarer Nähe zur Mundhöhle arbeitet, die mit zahlreichen Keimen besiedelt ist [81], stellt dies ein Risiko dar. Diese Flora kann zum einen über direkten Kontakt der Hände und damit einer Kreuzkontamination [80], als auch indirekt über Aerosole in der Raumluft übertragen werden [81,120,207].

Frühere Untersuchungen lieferten wesentliche Grundlagen für die vorliegende Studie. So zeigte Gund et al. [80], dass MNS während zahnärztlicher Behandlungen signifikant kontaminiert werden und durch Berührung der kontaminierten Masken eine Kreuzkontamination auf andere Oberflächen erfolgen kann. In einer weiterführenden Arbeit derselben Arbeitsgruppe [81] wurde nachgewiesen, dass insbesondere aerosolbildende Maßnahmen zu einer mikrobiellen Kontamination der Stirn- und Maskenbereiche des zahnärztlichen Personals mit oralen Spezies führen. Dabei wurden auf den MNS etwa 2,5-mal häufiger orale Mikroorganismen als auf den Stirnflächen gefunden, und die Kontaminationsdichte war auf den Masken signifikant höher [81]. Ergänzend untersuchte Gund et al. [84] den Einfluss präoperativer Mundspülungen mit CHX in Kombination mit dem Tragen eines Gesichtsvisors auf die Kontamination der MNS. Trotz Anwendung von CHX

waren 97 % der Masken bakteriell belastet, wobei die Keimzahl jedoch signifikant geringer war als in anderen Interventions- oder Kontrollgruppen. In der Gruppe, die lediglich mit Wasser spülte, lag die Kontaminationsrate bei 99 %, während ohne Mundspülung alle Masken kontaminiert waren. Diese Ergebnisse verdeutlichen die begrenzte Schutzwirkung von Gesichtsvisieren hinsichtlich der Keimreduktion, unterstreichen jedoch die Effektivität von CHX-Mundspülungen zur Verringerung der bakteriellen Übertragung über Aerosole während zahnärztlicher Behandlungen [84].

5.2 Analyse und Interpretation der Ergebnisse im Vergleich mit der aktuellen Literatur

Frühere Studien haben gezeigt, dass während zahnärztlicher Behandlungen durch Aerosolbildung eine bakterielle Kontamination des MNS auftreten kann, wobei auch orale Mikroorganismen nachweisbar sind [80,81,84]. Ziel der vorliegenden Untersuchung war es daher, anhand eines direkten Vergleichs der intraoralen Proben mit den auf dem MNS detektierten Bakterienspezies nachzuweisen, dass ein Teil der Kontamination tatsächlich aus der Mundhöhle des Patienten stammt. Hierfür wurden insgesamt 126 Aerosol generierende Behandlungen einbezogen, darunter 50 professionelle Zahnreinigungen, 33 Parodontitistherapien, 31 Füllungstherapien sowie 12 endodontische Behandlungen. Zur mikrobiologischen Analyse wurden 504 Agarplatten verwendet, auf denen aerobe Bakterien unter CO₂-angereicherter Atmosphäre für 48 Stunden kultiviert und anschließend mittels MALDI-TOF MS identifiziert wurden. Der in dieser Studie gewählte Ansatz stellt ein neuartiges Vorgehen dar, weshalb ein direkter Vergleich mit bisherigen Untersuchungen nur eingeschränkt möglich ist. Frühere Arbeiten fokussierten sich entweder ausschließlich auf die mikrobielle Belastung von Masken oder isoliert auf die orale Flora. Die Herkunft der auf gebrauchten Masken nachweisbaren Bakterien war bislang unklar. Der hier vorliegende Ansatz war, potenzielle Kontaminationsquellen zu identifizieren, indem vermehrungsfähige Bakterien auf den Masken mit denen der entsprechenden Patienten direkt verglichen wurden. Damit kann das Risiko einer Übertragung auf die PSA besser bewertet und Vorkehrungen getroffen werden.

Unabhängig davon ist bereits mehrfach dokumentiert, dass Aerosol produzierende zahnärztliche Behandlungsschritte zu einer mikrobiellen Kontamination des Behandlungsteams [80,81,84,184] sowie der PSA führen können [78,80,81,84,184]. Weitere Studien zeigten, dass die Hauptbelastung bakterieller Kontamination insbesondere im Bereich der Augenwinkel und der Nase auftritt [81,149,205]. Zudem belegen frühere Untersuchungen Kontaminationsraten des MNS von bis zu 100 % nach verschiedenen zahnmedizinischen

Behandlungsmodalitäten [80,84,135,139,173]. Dementsprechend war auch in der vorliegenden Studie von einer hohen Kontaminationsrate der Masken auszugehen. Aufbauend auf den Erkenntnissen von Gund *et al.* [80,81,84], die bereits orale Bakterien auf dem MNS nachwies, wurde dieser Zusammenhang hier gezielt weiter untersucht. Bezüglich der Masken, auf denen ein direkter Nachweis der in der Mundhöhle des Patienten detektierten, oralen Bakterien erbracht werden konnte, zeigte sich, dass bei 42 % der Behandlungen eine Übereinstimmung der Bakterienspezies zwischen intraoralen Proben und MNS-Proben bestand (vgl. Ergebnisse 4.2). Die zentrale Herausforderung lag darin, jene Mikroorganismen sicher zu identifizieren, die sowohl im Mundraum als auch auf der Maske nachweisbar waren. Diese Problematik wird zusätzlich durch die Vielzahl potenzieller Kontaminationsquellen erschwert, darunter Kreuzkontaminationen durch das Berühren der Maske [80], bakterielle Belastungen der Umgebungsluft [88,184] und Oberflächen durch Aerosole [86,88] sowie kontaminierte Wasserleitungen [17]. Die in dieser Studie detektierten Bakterienspezies entsprechen größtenteils denen, die in früheren Studien im Kontext kontaminierter PSA beschrieben wurden [80,81,136,139,161,173]. Ebenso stimmen die in den intraoralen Proben gefundenen Mikroorganismen mit der etablierten oralen Mikrobiota überein, wie sie in zahlreichen früheren Studien beschrieben wurde [23,58,116,201,206]. Alle nachgewiesenen Bakterienarten gehören zur physiologischen Mundhöhlenflora – ein erwartungskonformer Befund, da in dieser Untersuchung ausschließlich gesunde Patienten ohne bekannte Infektionsrisiken eingeschlossen wurden. Ein abschließender Rückschluss auf das tatsächliche Übertragungsrisiko ist daraus jedoch nicht möglich. In der klinischen Realität können auch obligat pathogene Keime im Rahmen dentaler Maßnahmen freigesetzt werden [76,118]. Selbst in der vorliegenden Untersuchung mit gesunden Probanden konnten fakultativ pathogene Spezies nachgewiesen werden, exemplarisch etwa *Staphylococcus aureus* [120]. Dieser nosokomial bedeutsame Erreger ist häufig multiresistent (MRSA) und kann ein breites Spektrum klinischer Krankheitsbilder verursachen, von Hautinfektionen über Pneumonien, Endokarditiden und Osteomyelitiden [37,44,76,125,202] bis hin zu schwerwiegenden systemischen Infektionen wie Sepsis [37,44,125,202]. Wie Lister *et al.* [125] beschreiben, kann *S. aureus* Biofilme auf medizinischen Implantaten und Gewebe bilden, was zur Persistenz chronischer Infektionen und deren Therapieresistenz beiträgt. In der vorliegenden Studie wurde *S. aureus* dreimal häufiger in intraoralen Proben als auf den Masken nachgewiesen, was das Infektionspotential jedoch nicht relativiert – vielmehr verdeutlicht es die Möglichkeit einer Übertragung bei entsprechenden Expositionsszenario. Insgesamt konnten 20 verschiedene übereinstimmende Bakterienspezies identifiziert werden, wobei *Staphylococcus epidermidis* am häufigsten vertreten war. Divakar *et al.* [57] fanden *S. epidermidis* gehäuft bei kariösen Läsionen und in der Pulpa. Zudem gilt dieser Keim nicht nur als Hautkommensale, sondern auch als Teil der oropharyngealen Schleimhautflora [57]. Diese

Befunde stimmen mit den Ergebnissen der vorliegenden Studie überein. Obwohl *S. epidermidis* überwiegend als Kommensale gilt, kann es fakultativ pathogen sein und insbesondere bei immunsupprimierten Patienten Infektionen verursachen [89,157]. Seine klinische Bedeutung wird zudem durch zunehmende Multiresistenzen, insbesondere gegenüber β -Laktam-Antibiotika, verstärkt [100,179,183,188]. In der Studie von Gund *et al.* [84] wurde *S. epidermidis* am häufigsten auf dem MNS detektiert. Die häufige Nachweisbarkeit von *S. epidermidis* auf dem MNS erklärt sich auch durch seine Hautbesiedlung. So wies Kim *et al.* [110] nach, dass *S. epidermidis* auf 55 % der Handflächen von Dentalhygienikerinnen vorkommt und somit leicht auf den MNS übertragen werden kann. Sachdev *et al.* vermuteten [173] und Gund *et al.* [80] belegten, dass eine Kreuzkontamination des MNS durch Berührung mit kontaminierten Handschuhen erfolgt, wodurch dieser Keim auf den MNS gelangen könnte. Sachdev *et al.* [173] berichteten zudem, dass ein Drittel der Befragten angab, den MNS nur einmal täglich zu wechseln, wodurch das Risiko einer Kreuzkontamination weiter steigt. Ähnliche Risikoprofile gelten für weitere häufig nachgewiesene Bakterien wie *Actinomyces oris* [115], *Micrococcus luteus* [96], *Streptococcus oralis* [35], *Staphylococcus capitis* [153] und *Rothia dentocariosa* [45], die alle zur kommensalen oralen Flora gehören, jedoch unter bestimmten Bedingungen pathogen werden können [61,68,97,215].

Auf Basis der bisherigen Literatur war davon auszugehen, dass medizinische MNS während zahnärztlicher Eingriffe mit oralen Mikroorganismen kontaminiert werden [80,81,173]. Zahlreiche Untersuchungen zeigten den Nachweis sowohl obligat als auch fakultativ oraler Mikroorganismen auf dem MNS [80,173]. Auch Stähli *et al.* [192] bestätigten diese Beobachtung, konnten jedoch keine direkte Zuordnung der Mikroorganismen zur Mundhöhle des Patienten vornehmen. Die vorliegende Studie ging deshalb einen Schritt weiter und verglich direkt die auf den MNS des Behandlungsteams detektierten Keime mit den intraoral bei den Patienten vorgefundenen Mikroorganismen. Die initiale Analyse ergab keine signifikante Korrelation zwischen den Proben ($r_s = 0,08734$; $p = 0,3733$). Zwar konnten viele Mikroorganismen in den intraoralen Proben nachgewiesen werden, jedoch fehlten sie teilweise auf den Masken. Wie bereits in Abschnitt 5.2 diskutiert, könnten methodische Limitationen die tatsächliche Übereinstimmung unterschätzt haben. Zudem zeigen andere Studien, dass auf Masken vor allem Umwelt- und Hautkeime wie *Staphylococcus*, *Aspergillus*, *Acinetobacter* und *Pseudomonas* nachweisbar sind [135,173,219]. Dies verdeutlicht, dass neben oralen Keimen auch weitere Kontaminationsquellen eine Rolle spielen. Es ist jedoch bekannt, dass nur ein Bruchteil der oralen Mikroflora tatsächlich kultiviert werden kann [2,4,84,185]. Wurden in der vorliegenden Studie Fälle ausgeschlossen, in denen der jeweilige Keim nicht im intraoralen Abstrich nachweisbar war, zeigte sich eine signifikante Korrelation zwischen den Proben ($r_s = 0,63982$; $p = 0,018$). Auch die Auswertung nach Behandlungstypen

ergab, dass obligat orale Mikroorganismen auf 38 % der Masken nach professioneller Zahnreinigung, 40 % nach Parodontitistherapie, 16 % nach Füllungstherapie und 17 % nach endodontischer Behandlung nachweisbar waren. Diese Befunde stimmen mit der Studie von Martins dos Santos *et al.* [142] überein, die bei 86,7 % der untersuchten Personen fakultativ orale Bakterienspezies in der Mundhöhle identifizieren konnten. Ebenso konnten Gund *et al.* [81] sowohl obligate als auch fakultativ orale Mikroorganismen auf MNS und Stirnflächen der Behandler detektieren. Diese Daten verdeutlichen, dass die orale Mikrobiota nicht nur aus obligat oralen Spezies besteht, sondern auch fakultativ orale Keime umfasst [81,142]. Fakultativ orale Mikroorganismen wurden in der vorliegenden Studie auf 96 % der Masken nach professioneller Zahnreinigung, 79 % nach Parodontitisbehandlungen, 84 % nach Füllungstherapie und 83 % nach endodontischen Eingriffen nachgewiesen. Zusammengenommen weisen diese Ergebnisse in Verbindung mit der aktuellen Studienlage auf eine Korrelation zwischen intraoralen Keimen und Maskenkontamination hin, wenngleich diese als eher schwach einzustufen ist. Zur weiteren Validierung wären größere Studien mit höheren Fallzahlen empfehlenswert.

Zusammenfassend lässt sich festhalten, dass medizinische Masken während zahnärztlicher Eingriffe mit oralen Mikroorganismen kontaminiert werden können, darunter auch potenziell pathogene Spezies [81,184,207,223]. Die strikte Befolgung der Empfehlungen zur Prävention nosokomialer Infektionen [132], insbesondere der korrekte Umgang mit persönlicher Schutzausrüstung [149], ist daher von zentraler Bedeutung. Ebenso unerlässlich ist eine sorgfältige Anamnese zur Einschätzung individueller Risikofaktoren [81,84]. Angesichts der Tatsache, dass der Infektionsstatus von Patienten nicht immer bekannt ist und selbst fakultativ pathogene Keime eine potenzielle Gefahr darstellen können, ist ein konsequenter, präventiver Umgang mit mikrobiellen Risiken in der zahnärztlichen Praxis unverzichtbar.

5.2.1 Vergleich der mikrobiellen Maskenkontamination bei Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition

Interessant ist der Vergleich der mikrobiellen Kontamination der MNS, der signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen zahnärztlichen Behandlungsmodalitäten zeigte (Kruskal-Wallis-Test, $p = 0,01216$). Besonders auffällig ist die deutlich erhöhte Keimbelastung auf den Masken nach professioneller Zahnreinigung im Vergleich zu Füllungstherapien ($p = 0,0271$) sowie endodontischen Behandlungen ($p = 0,0477$). Auch nach Parodontitistherapien lagen die Kontaminationswerte über denen, die bei Einzelzahnbehandlungen festgestellt wurden. Diese Befunde korrespondieren mit den Ergebnissen der Vorläuferstudie von Gund *et al.*, welche ebenfalls Unterschiede in der mikrobiellen Kontamination chirurgischer Masken in Abhängigkeit vom Umfang der zahnärztlichen Behandlung dokumentierte [80]: während bei

Einzelzahnbehandlungen wie Füllungs- oder Inlaytherapien zwischen 1 und 100 KBE auf den MNS nachgewiesen wurden, lag die Keimbelastung bei Behandlungen der gesamten Dentition deutlich höher – im Bereich von 100 bis 1000 KBE. Besonders parodontaltherapeutische Maßnahmen führten sogar zu einer Kontamination von mehr als 1000 KBE [80]. Vor diesem Hintergrund empfahlen die Autoren einen Maskenwechsel nach jeder Einzelzahnbehandlung und betonten die dringende Notwendigkeit eines Wechsels der MNS nach jeder Behandlung der gesamten Dentition [80]. In einer weiteren Studie wurde bestätigt, dass bei Behandlungen kariöser Läsionen weniger KBE auf den MNS gelangen als bei parodontalen Eingriffen [192]. Von einer höheren Maskenkontamination bei Behandlungen der gesamten Dentition war also auszugehen. Eine mögliche Erklärung für die vergleichsweise geringere Keimbelastung bei Einzelzahnbehandlungen liegt im gezielteren Einsatz effektiver Schutzmaßnahmen. Insbesondere die Verwendung des Kofferdams, dessen keimreduzierende Wirkung in mehreren Studien nachgewiesen wurde [47,176], spielt hierbei eine zentrale Rolle. Ebenso trägt die Hochvolumenabsaugung (HVE) wesentlich zur Reduktion mikrobieller Aerosole bei [77,122], wobei dies auch Anwendung findet bei Behandlungen der gesamten Dentition. So berichteten Samaranayake *et al.* von einer bis zu 70%igen Reduktion der Keimbelastung in der Behandlungsumgebung durch Kofferdam [176], während in einer weiteren Studie eine Verringerung der Aerosolbelastung um bis zu 83% durch HVE nachgewiesen wurde [192]. Allerdings zeichnen andere Studien ein differenzierteres Bild: Al-Amad *et al.* fanden bei konservierenden Einzelzahnbehandlungen eine überraschend höhere bakterielle Aerosolbelastung bei Verwendung eines Kofferdams [6]. Ebenso zeigte die Untersuchung von Desarda *et al.*, dass bei supra- und subgingivalen Scaling keine signifikante Aerosolreduktion durch HVE erreicht wird [55]. Hierbei ist jedoch zu beachten, dass in dieser Studie der Ultraschallscaler lediglich zehn Minuten verwendet wurde [55], was bei der hier vorliegenden Studie wesentlich länger war. Außerdem betrug die Expositionszeit der Agarplatten nur 20 Minuten [55], wohingegen Veena *et al.* bereits herausfand, dass Aerosole nach einer Ultraschallreinigung noch bis zu 30 Minuten in der Raumluft nachweisbar bleiben können [205]. Ein Limit der vorliegenden Untersuchung ist die geringe Fallzahl bei Einzelzahnbehandlungen, insbesondere bei den endodontischen Therapien (n = 12). Dennoch zeigen mehrere Untersuchungen, dass prophylaktische Maßnahmen mit Ultraschallscalern und rotierenden Instrumenten mit einer erhöhten Aerosol- und Keimbelastung verbunden sind [77,112,184,205]. Interessanterweise konnten Stähli *et al.* keinen Zusammenhang zwischen dem parodontalen Zustand der Patienten und der Kontaminationsrate auf den Masken feststellen [192]. Auch andere Studien berichteten über keine signifikanten Unterschiede der Maskenkontamination bei verschiedenen Behandlungsmodalitäten [80,84]. Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass die Zahl der behandelten Zähne offenbar keinen wesentlichen Einfluss auf die Höhe der mikrobiellen

Belastung hat. Vielmehr scheinen nach Gund *et al.* alle Aerosol produzierenden Eingriffe für das zahnärztliche Personal ein vergleichbares Expositionsrisiko durch kontaminierte Sprühnebel zu bedeuten [84].

Zusammenfassend deuten die Ergebnisse darauf hin, dass die Art der eingesetzten Instrumente und die Intensität der Behandlung eine größere Rolle für das Kontaminationsrisiko spielen als die Anzahl der behandelten Zähne. Der konsequente Einsatz von Schutzmaßnahmen wie HVE [192] und Kofferdam [176] kann die bakterielle Exposition jedoch signifikant reduzieren [47,77,122].

5.3 Methodische Herausforderungen und Limitationen

5.3.1 Patientenselektion und Hygienemanagement

Für die Validität der vorliegenden Studie war eine sorgfältige Auswahl der Studienteilnehmer von zentraler Bedeutung. Teilnehmen durften ausschließlich volljährige Patienten der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes. Patienten mit infektiösen Erkrankungen, die für den zahnmedizinischen Arbeitsschutz relevant sind, sowie Personen, die in den letzten sechs Monaten Antibiotika eingenommen hatten, wurden explizit ausgeschlossen. Diese Einschränkung ermöglichte zudem eine bessere Vergleichbarkeit der Ergebnisse mit früheren Studien [80,81,84].

Eine weiterführende Differenzierung der Teilnehmer, beispielsweise hinsichtlich Mundhygiene, anamnestisch erhobener Grunderkrankungen, des Vorliegens akuter oraler Entzündungen oder der Anzahl behandlungsbedürftiger Zähne, wurde nicht vorgenommen. Dadurch kann eine ungleiche Verteilung von Patienten mit erhöhter oraler Keimbelastung zwischen den Versuchsgruppen nicht vollständig ausgeschlossen werden. Die hohe Probandenzahl von insgesamt 126 Teilnehmern sowie die Übereinstimmung mit Befunden aus Vorläuferstudien [80,81,84] lassen jedoch vermuten, dass ein solcher Einfluss auf die Ergebnisse minimiert wurde. Als methodische Alternative hätte eine standardisierte Erfassung der individuellen mikrobiellen Belastung mittels oraler Abstriche dienen können. Auch die Erstellung eines Risikoprofils vor Einsatz aerosolbildender Instrumente, basierend auf der Anzahl der behandlungsbedürftigen Zähne sowie anamnestisch erhobenen Grunderkrankungen, könnte zukünftige Untersuchungen methodisch verbessern. Die Frage der Keimübertragung durch infektiöse Patienten oder auf Risikopatienten durch das Behandlungspersonal bleibt im Rahmen der vorliegenden Studie ungeklärt und bietet einen wichtigen Ansatzpunkt für weiterführende Forschung.

Ein weiteres wesentliches Kriterium für die Aussagekraft der Studie war die konsequente Einhaltung hygienischer Standards [154,212] während der zahnärztlichen Behandlungen. Um

das Risiko verfälschter Ergebnisse durch unbeabsichtigte Kontaminationen zu minimieren, wurden die 14 beteiligten Zahnmedizinierenden des ersten klinischen Behandlungskurses im Vorfeld umfassend instruiert und während der Behandlungen engmaschig betreut. Dennoch ließ sich eine versehentliche Kontamination, etwa durch Berührung des MNS mit kontaminierten Handschuhen, nicht vollständig ausschließen. In allen erkannten Fällen wurden die betreffenden Proben jedoch unmittelbar verworfen. Darüber hinaus könnte die noch nicht vollständig ausgeprägte technische Routine der Studierenden eine Rolle gespielt haben [162,214]. So sind Unterschiede in der Effizienz der dentalen Absaugung sowie Unsicherheiten bei der Einhaltung einer korrekten Greifdisziplin denkbar, was bereits von Gund *et al.* [80] als potenzielles Risiko für Kreuzkontaminationen zwischen Handschuhen und MNS beschrieben wurde.

Ein weiteres Restrisiko bestand darin, dass nicht mit absoluter Sicherheit garantiert werden konnte, dass die MNS vor Behandlungsbeginn keimfrei waren. Frühere Studien, wie die von Niazi *et al.*, zeigen, dass insbesondere *Propionibacterium acnes* und *S. epidermidis* häufig auf Handschuhen während zahnärztlicher Eingriffe nachgewiesen werden [150]. Der Nachweis dieser Mikroorganismen auf den MNS deutet darauf hin, dass eine Kontamination des Maskenmaterials vor oder während der Behandlung – beispielsweise durch unbeabsichtigte Berührungen – nicht gänzlich ausgeschlossen werden kann. Zudem sind medizinische MNS semipermeabel, sodass ein potenzieller Transfer von Mikroorganismen der oralen oder kutanen Mikrobiota des Behandlers, wie *S. epidermidis*, von der Innenseite nach außen möglich erscheint [80]. Dieser Übertragungsweg wurde jedoch in einigen Studien bereits widerlegt [109,229]. Zur Kontrolle möglicher Vorkontaminationen wurden im Vorfeld der Studie fünf chirurgische MNS während Aerosol generierender zahnärztlicher Behandlungen an einem Phantom-Simulator getragen und anschließend mikrobiologisch untersucht. An keiner der Kontrollmasken konnte bakterielles Wachstum nachgewiesen werden. Das Risiko einer bereits vorbestehenden Kontamination der MNS konnte somit reduziert werden.

Schließlich könnte der Einsatz eines anderen MNS mit abweichender Oberflächenbeschaffenheit im Vergleich zum verwendeten Produkt (MNS-Typ II Barrier, Mölnlycke Health Care, Düsseldorf, Deutschland) zu variierenden Ergebnissen führen [80,84], da sich die Anlagerung von Mikroorganismen je nach Maskenmaterial verändern kann. So haben Untersuchungen gezeigt, dass Masken mit antimikrobieller Beschichtung die Keimbelastung auf der Oberfläche wirksam reduzieren können [80,84,92,123].

5.3.2 Einschränkungen bei der Erfassung von Übereinstimmenden Spezies

Die in dieser Studie insgesamt als gering einzustufende Anzahl identifizierter ÜS auf dem MNS lässt sich durch mehrere methodische und mikrobiologische Faktoren erklären. Ein zentrales Problem ist die phänotypische Ähnlichkeit zwischen verschiedenen Bakteriengattungen, die eine eindeutige visuelle Differenzierung erschwert. Dies betrifft zum Beispiel Vertreter der *Streptococcus viridans*-Gruppe, wie *Streptococcus mitis* und *Streptococcus vestibularis*, deren Kolonien morphologisch nahezu identisch erscheinen [50,174]. In solchen Fällen besteht die Gefahr, dass bei der Probenentnahme nur eine morphologisch dominante Gattung selektiert wird, obwohl weitere, visuell kaum unterscheidbare Gattungen in derselben Probe vorhanden sind. Der MALDI-TOF-Biotyper kann in diesen Fällen jeweils nur eine Gattung identifizieren, was die tatsächliche Diversität des Probenmaterials unterschätzt [80]. Um diesem Effekt entgegenzuwirken, wurde bei der Auswertung auf kleinste Unterschiede im Koloniemorphotyp geachtet, sodass morphologisch abweichende Kolonien gezielt separat analysiert wurden. Eine weiterführende Strategie, wie die Untersuchung mehrerer Kolonien mit identischem Erscheinungsbild, hätte die Identifikationsgenauigkeit zusätzlich erhöhen können. Aufgrund des damit verbundenen personellen und zeitlichen Mehraufwands war dieser Ansatz jedoch im Rahmen der vorliegenden Studie nicht umsetzbar. Ein weiterer limitierender Faktor ist das kompetitive Wachstum auf den Kulturmedien. Schnell wachsende Mikroorganismen können langsam wachsende oder in geringer Anzahl vorhandene Bakterienspezies überwuchern und somit deren Nachweis verhindern [58,64,80]. Auch dies kann zu einer Unterschätzung der mikrobiellen Vielfalt auf dem MNS führen. Darüber hinaus war die mikrobiologische Analyse auf den zentralen Bereich des MNS beschränkt, da die begrenzte Größe der verwendeten Agarplatten keinen vollständigen Kontakt mit der gesamten Maskenoberfläche zuließ [80,81]. In Kombination mit der anatomisch bedingten Variabilität der Behandlungspositionen, die unterschiedliche Kontaminationsmuster auf dem MNS begünstigen kann [22,84], ist davon auszugehen, dass die tatsächliche mikrobielle Belastung und Diversität höher lag als erfasst [80,84]. Zukünftige Studien könnten daher entweder größere Agarplatten einsetzen oder den MNS in Teilsegmenten analysieren, um eine umfassendere mikrobiologische Bewertung zu ermöglichen [80]. Zudem konnten einige Mikroorganismen, die in den intraoralen Proben der Patienten nachgewiesen wurden, auf den entsprechenden MNS nicht identifiziert werden. Dies deutet darauf hin, dass nur ein Teil der oralen Flora tatsächlich übertragen wurde oder dass die gewählte Methodik nicht alle übertragenen Spezies erfassen konnte. Eine mögliche Ursache liegt in der begrenzten intraoralen Probenentnahme, die sich auf einen einzelnen Quadranten beschränkte – obwohl die Behandlung teilweise die gesamte Mundhöhle

umfasste. Bei ungleichmäßiger Verteilung der oralen Mikroflora könnten somit relevante Keime unbeachtet geblieben sein.

Für die mikrobiologische Kultivierung kamen Columbia- und Chocolate-Agarplatten zum Einsatz. Columbia-Agar fördert das Wachstum einer Vielzahl fakultativ anaerober Bakterien, ist jedoch für obligat anaerobe oder sehr anspruchsvolle Keime weniger geeignet [84]. Chocolate-Agar ermöglicht das Wachstum fastidioser Spezies wie *Haemophilus* oder *Neisseria*, deckt jedoch ebenfalls nicht das gesamte Spektrum der oralen Mikroflora ab [34]. Insgesamt bieten beide Medien eine breite, jedoch keine vollständige Erfassung der übertragbaren mikrobiellen Spezies, insbesondere nicht im Hinblick auf strikt anaerobe oder schwer kultivierbare Mikroorganismen [147]. Ein möglicher Lösungsansatz wäre der Einsatz einer erweiterten Bandbreite an Nährböden, darunter spezifische Anaerobenagarplatten (z. B. Schaedler-Agar oder CDC-Anaerobenblutagar) für obligat anaerobe Keime wie *Fusobacterium* oder *Prevotella* sowie selektive Spezialmedien wie Löwenstein-Jensen-Agar für Mykobakterien oder Bordet-Gengou-Agar für Bordetella-Arten [87]. Auch der Einsatz von Thayer-Martin-Agar könnte das Nachweisspektrum pathogener Neisserien erweitern [166]. Solche Ergänzungen könnten ein umfassenderes Bild der mikrobiellen Kontamination und Diversität auf dem MNS ermöglichen. Der damit verbundene deutlich erhöhte methodische und logistische Aufwand hätte jedoch den Rahmen der vorliegenden Studie überschritten.

5.3.3 Mögliche Ursachen der geringen Nachweisrate oraler Mikroorganismen auf dem MNS

Eine mikrobiologische Belastung medizinischer MNS mit oralen Mikroorganismen ist anhand der Ergebnisse vorangegangener Studien als wahrscheinlich einzustufen [21,80,81,84]. Besonders Aerosol generierende zahnärztliche Maßnahmen tragen wesentlich zur mikrobiellen Kontamination der PSA bei [78,80,81,184]. Untersuchungen zur mikrobiellen Besiedlung des MNS nach zahnärztlichen Eingriffen konnten sowohl obligat als auch fakultativ orale Bakterienspezies auf der Maskenoberfläche nachweisen [80,173]. Vor diesem Hintergrund war von einer hohen Nachweisrate oraler Mikroorganismen auf dem MNS auszugehen. Die Ergebnisse der vorliegenden Studie zeigten jedoch nur wenige orale Mikroorganismen, die sowohl in den intraoralen Proben der Patienten als auch auf den verwendeten MNS identifiziert wurden. Dieses Ergebnis lässt sich durch verschiedene methodische und biologische Einflussfaktoren erklären. Ein wesentlicher Faktor betrifft die Kulturbedingungen: Zahlreiche orale Bakterienspezies sind unter den im Labor eingesetzten Standardbedingungen nicht kultivierbar [58,204]. Obligate Anaerobier wurden bewusst ausgeschlossen, da bereits Gund *et al.* [81] nachweisen konnten, dass diese Mikroorganismen nur in vernachlässigbar geringem Umfang von der Mundhöhle auf den MNS

übertragen werden. Darüber hinaus überleben obligat anaerobe Bakterien Sauerstoffkonzentrationen über 0,5 % nicht [130,152], was ihre Kultivierbarkeit unter den gewählten Bedingungen zusätzlich einschränkt. Schon Konzentrationen von 0,4 % oder weniger führen zu einer signifikanten Wachstumshemmung oder zum Verlust der Lebensfähigkeit [195]. Ein weiterer wichtiger Aspekt ist, dass in dieser Studie ausschließlich lebende Mikroorganismen erfasst wurden. Diese Fokussierung ist von Bedeutung, da nur vitale Keime ein tatsächliches Übertragungs- und somit Infektionsrisiko darstellen [26]. Die erhobenen Daten ermöglichen daher eine gezielte Einschätzung des potenziellen Risikos für das zahnärztliche Personal. Zudem kann, wie bereits beschrieben, das kompetitive Wachstum dominanter Bakterien das vollständige Abbild des Keimspektrums auf dem MNS eingeschränkt haben. Generell ist zu berücksichtigen, dass nur etwa 50 % der oralen Mikroorganismen kultivierbar sind [2,4], wodurch die tatsächliche mikrobiologische Kontamination vermutlich unterschätzt wurde. Dennoch zeigen die Ergebnisse eindeutig, dass eine Übertragung oraler Mikroorganismen auf den MNS stattfindet, da obligat orale Keime sowohl in den intraoralen Proben der Patienten als auch auf den Masken identifiziert wurden. Bezüglich viraler Kontaminationen können aus der vorliegenden Untersuchung keine Aussagen getroffen werden. Zwar liegt die Annahme nahe, dass Viren auf vergleichbare Weise wie Bakterien auf den MNS übertragen werden könnten; konkrete Nachweise konnten jedoch im Rahmen dieser Studie nicht erbracht werden.

5.3.4 MALDI-TOF MS und mögliche Alternativen

In dieser Studie wurde zur Identifikation bakterieller Spezies die Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionisation-Time-of-Flight Massenspektrometrie (MALDI-TOF MS) eingesetzt. Dieses Verfahren ermöglicht eine schnelle und zuverlässige Bestimmung von Mikroorganismen anhand ihres charakteristischen Proteinmusters, das mit einer umfangreichen Referenzdatenbank abgeglichen wird [11,163]. Ein wesentlicher Vorteil der MALDI-TOF MS liegt in ihrer hohen Genauigkeit und Geschwindigkeit bei vergleichsweise geringem Arbeitsaufwand, wodurch sie sich insbesondere für den Nachweis lebensfähiger, potenziell übertragbarer Keime eignet [24]. Allerdings ist die Identifikation prinzipiell auf Mikroorganismen beschränkt, die in der zugrunde liegenden Datenbank erfasst sind [24]. Seltene oder neuartige Spezies können folglich nicht oder nur unzureichend erkannt werden [101,165]. Darüber hinaus stellt die Analyse von Mischkulturen eine Herausforderung dar, da meist nur das dominante Spektrum detektiert wird, während koexistierende, weniger häufige Spezies unentdeckt bleiben können [33,101,146,165]. Zudem ist die Differenzierung eng verwandter Bakterienarten aufgrund ihrer sehr ähnlichen Proteinprofile mit der MALDI-TOF MS häufig nur eingeschränkt möglich [33,101,165]. Vor diesem Hintergrund ist es denkbar,

dass bestimmte Spezies sowohl im oralen Milieu als auch auf den MNS nicht eindeutig identifiziert werden konnten. Als alternative mikrobiologische Nachweismethode kommt die Polymerase-Kettenreaktion (PCR) in Betracht, die eine sensitive Detektion bakterieller DNA ermöglicht und somit eine breitere Artenvielfalt erfassen kann [3,114,172]. Allerdings detektiert die PCR unspezifisch sämtliche DNA-Fragmente, einschließlich solcher aus nicht mehr vitalen Mikroorganismen, weshalb keine Aussage über die Vitalität der nachgewiesenen Erreger getroffen werden kann [102,104,168]. Darüber hinaus wäre der Einsatz der PCR mit einem erheblichen zeitlichen und methodischen Mehraufwand verbunden gewesen. Eine weitere alternative Methode ist die ATP-Biolumineszenz, die häufig im medizinischen Bereich zur Überwachung von Oberflächenkontaminationen verwendet wird [84,111,210]. Hierbei wird die Menge an Adenosintriphosphat (ATP) gemessen, welches als Indikator für lebende Zellen und mikrobielles Material dient. Bei der enzymatischen Spaltung von ATP zu AMP werden messbare Lichtsignale erzeugt [13,84]. Zwar überzeugt die Methode durch ihre schnelle Durchführbarkeit, jedoch liefert sie keine Informationen über die Keimspezies oder die Vitalität der Organismen. Zudem besteht keine direkte Korrelation zwischen den gemessenen Lichtintensitäten und der Anzahl an KBE [111]. Zur Verbesserung der Differenzierung wäre zudem denkbar gewesen, mehrere Kolonien mit ähnlichem morphologischen Erscheinungsbild separat zu isolieren und mittels MALDI-TOF MS zu analysieren. Dieser Ansatz hätte das Risiko minimieren können, weniger dominante Arten zu übersehen. Aufgrund des erheblichen Arbeits- und Zeitaufwands wurde auf diese Vorgehensweise verzichtet. Insgesamt erweist sich das in dieser Studie eingesetzte MALDI-TOF MS-Verfahren trotz seiner bekannten Limitationen als eine geeignete Methode zur Untersuchung der bakteriellen Kontamination von MNS. Insbesondere hinsichtlich Aufwand, Aussagekraft und Praktikabilität stellt es derzeit die beste verfügbare Option dar.

5.3.5 Einsatz von GasPaks zur Aufrechterhaltung geeigneter Kulturbedingungen

In der vorliegenden Studie wurde zur Schaffung eines optimierten Inkubationsmilieus für verschiedene Bakterienspezies der Einsatz von GasPak-Systemen gewählt. Diese chemisch aktivierten Gasgeneratoren setzen nach Kontakt mit Luft CO₂ frei und reduzieren gleichzeitig den Sauerstoffgehalt innerhalb des Kulturbedälters [70]. Die entstehende Gasatmosphäre begünstigt insbesondere das Wachstum kapnophiler und mikroaerophiler Mikroorganismen [70], wie etwa *Haemophilus spp.*, da sie eine erhöhte CO₂-Konzentration bei reduzierter, jedoch nicht vollständig eliminierter Sauerstoffverfügbarkeit benötigen. Somit konnte ein breiteres Spektrum bakterieller Spezies kultiviert werden als unter normalen aeroben Bedingungen. Da die Gasentwicklung auf einer nicht kontrollierbaren chemischen Reaktion

basiert, führt jede Öffnung des Kulturbehälters zu einem Verlust der erzeugten Atmosphäre. Um konstante Inkubationsbedingungen über den gesamten Kultivierungszeitraum sicherzustellen, wurde bei jeder Öffnung ein neues GasPak eingesetzt. Diese Vorgehensweise gewährleistete zwar eine reproduzierbare Gasatmosphäre, verursachte jedoch einen erhöhten Materialaufwand. Zudem war eine präzise Überwachung und Feinregulierung der Gasparameter, wie in kontrollierten CO₂-Inkubatoren, nicht realisierbar, was insbesondere bei empfindlichen Keimen zu Wachstumsvariabilität führen konnte.

5.4. Konklusion

Zusammenfassend konnte in der vorliegenden Studie erstmals nachgewiesen werden, dass orale Mikroorganismen, die ausschließlich aus der Mundhöhle des Patienten stammen, auf der Außenseite chirurgischer Masken detektiert werden können. Damit ließ sich der Übertragungsweg belegen. In 42 % der Fälle wurden identische Bakterienspezies sowohl in intraoralen Proben als auch auf den Masken des Behandlungsteams nachgewiesen. Die Nullhypothese, wonach keine signifikante Korrelation zwischen den in den intraoralen Proben nachgewiesenen und den auf den MNS identifizierten Mikroorganismen besteht, kann verworfen werden. Die Analyse zeigte signifikante Unterschiede in der Kontaminationsrate in Abhängigkeit von der Behandlungsmodalität. Die höchsten Belastungswerte traten nach professionellen Zahnreinigungen und parodontaltherapeutischen Eingriffen auf, während Einzelzahnbehandlungen, wie Füllungstherapien oder endodontische Maßnahmen, deutlich geringere Keimzahlen aufwiesen. Damit konnte auch die sekundäre Hypothese, wonach zwischen den verschiedenen Behandlungsarten keine relevanten Unterschiede bestehen, nicht bestätigt werden. Neben typischen oralen Kommensalen wurden auch fakultativ pathogene Mikroorganismen, darunter *Staphylococcus aureus*, identifiziert, die unter bestimmten Bedingungen ein erhebliches Infektionspotential besitzen.

Aus infektiologischer Sicht ist daher ein konsequenter Maskenwechsel nach jeder Behandlung – insbesondere nach Behandlungen der gesamten Dentition – dringend anzuraten. Ergänzend können präoperative antimikrobielle Mundspülungen, beispielsweise mit Chlorhexidin, die mikrobielle Belastung signifikant reduzieren [84]. Die strikte Einhaltung etablierter Hygienerichtlinien, wie sie von der *WHO* und der *Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene* empfohlen werden [149,154,212], ebenso essenziell wie der konsequente Einsatz persönlicher Schutzausrüstung.

Die beobachtete hohe Variabilität der Keimbelastung (Standardabweichung bis zu ± 102 KBE) unterstreicht zusätzlich das Gesundheitsrisiko für Behandler und Patienten. Daraus ergibt sich die Empfehlung, Masken nach jeder Behandlung konsequent zu wechseln, auf den korrekten Sitz im Bereich von Nase und Mund zu achten und ergänzende Schutzmaßnahmen

einzusetzen. Hierzu zählt die Nutzung von Gesichtsvisieren, die nachweislich die Kontamination sowohl der Stirnfläche als auch der Maske reduzieren können [81,84]. Bestehende Schutzmaßnahmen sollten regelmäßig geprüft und durch weitere Strategien ergänzt werden, die eine mikrobielle Belastung der MNS nachhaltig reduzieren könnten. Zukünftige Untersuchungen sollten sich darauf konzentrieren, den Einfluss weiterer potenzieller Kontaminationsquellen – etwa von mikrobiell belasteten Wasserleitungssystemen oder der Umgebungsraumluft – auf die Maskenkontamination zu bestimmen. Darüber hinaus könnte ein ähnliches Studiendesign genutzt werden, um zusätzlich die Beteiligung von Viren an der mikrobiellen Belastung der Masken zu erfassen und so ein umfassenderes Bild des mikrobiellen Expositionsrisikos für Behandler in der Zahnmedizin gewinnen.

5. Literaturverzeichnis

1. Aas JA, Griffen AL, Dardis SR, Lee AM, Olsen I, Dewhirst FE, Leys EJ, Paster BJ (2008) Bacteria of dental caries in primary and permanent teeth in children and young adults. *J Clin Microbiol* 46(4):17-1407
2. Aas JA, Paster BJ, Stokes LN, Olsen I, Dewhirst FE (2005) Defining the normal bacterial flora of the oral cavity. *J Clin Microbiol* 43(11):32-5721
3. Abd El-Aziz NK, Gharib AA, Mohamed EAA, Hussein AH (2021) Real-time PCR versus MALDI-TOF MS and culture-based techniques for diagnosis of bloodstream and pyogenic infections in humans and animals. *J Appl Microbiol* 130(5):1630-1644
4. Abranches J, Zeng L, Kajfasz JK, Palmer SR, Chakraborty B, Wen ZT, Richards VP, Brady LJ, Lemos JA (2018) Biology of Oral Streptococci. *Microbiol Spectr* 6(5):10.1128
5. Acuti Martellucci C, Flacco ME, Martellucci M, Violante FS, Manzoli L (2022) Inhaled CO2 Concentration While Wearing Face Masks: A Pilot Study Using Capnography. *Environ Health Insights* 16:10.1177
6. Al-Amad SH, Awad MA, Edher FM, Shahramian K, Omran TA (2017) The effect of rubber dam on atmospheric bacterial aerosols during restorative dentistry. *J Infect Public Health* 10(2):195-200
7. Alkadi L, Farook FF, Binmoghaiseeb I, Alyousef Y, Alabdulwahab A, Aljohani R, Asiri A (2024) Knowledge and Compliance with Infection Prevention and Control Practices in Prosthodontic Procedures Among Dental Students and Professionals. *Healthcare (Basel)* 12(24):2536

8. Allen JG, MacNaughton P, Satish U, Santanam S, Vallarino J, Spengler JD (2016) Associations of Cognitive Function Scores with Carbon Dioxide, Ventilation, and Volatile Organic Compound Exposures in Office Workers: A Controlled Exposure Study of Green and Conventional Office Environments. *Environ Health Perspect* 124(6):12-805

9. Allison JR, Edwards DC, Bowes C, Pickering K, Dowson C, Stone SJ, Lumb J, Durham J, Jakubovics N, Holliday R (2021) The effect of high-speed dental handpiece coolant delivery and design on aerosol and droplet production. *J Dent* 112:103746

10. Alqaderi H, Ramakodi MP, Nizam R, Jacob S, Devarajan S, Eaaswarkhanth M, Al-Mulla F (2021) Salivary Microbiome Diversity in Kuwaiti Adolescents with Varied Body Mass Index-A Pilot Study. *Microorganisms* 9(6):1222

11. Angeletti S (2017) Matrix assisted laser desorption time of flight mass spectrometry (MALDI-TOF MS) in clinical microbiology. *J Microbiol Methods* 138:20-29

12. Arbeitsgemeinschaft der Wissenschaftlichen Medizinischen Fachgesellschaften (AWMF), Deutsche Gesellschaft für Krankenhaushygiene (2023), Sk2-Leitlinie Händedesinfektion und Händehygiene.
(https://register.awmf.org/assets/guidelines/075-004l_S2k_Haendedesinfektion-und-Haendehygiene_2023-09.pdf [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])

13. Arroyo MG, Ferreira AM, Frota OP, Rigotti MA, de Andrade D, Brizzotti NS, Peresi JTM, Castilho EM, de Almeida MTG (2017) Effectiveness of ATP bioluminescence assay for presumptive identification of microorganisms in hospital water sources. *BMC Infect Dis.* 17(1):458

14. Baker JL, Mark Welch JL, Kauffman KM, McLean JS, He X (2024) The oral microbiome: diversity, biogeography and human health. *Nat Rev Microbiol* 22(2):89-104

15. Bamashmous S, Kotsakis GA, Kerns KA, Leroux BG, Zenobia C, Chen D, Trivedi HM, McLean JS, Darveau RP (2021) Human variation in gingival inflammation. *Proc Natl Acad Sci U S A* 118(27):e2012578118

16. Bauer KH, Frömmig KH, Führer C (2017). *Pharmazeutische Technologie: Mit Einführung in die Biopharmazie*. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft Stuttgart, Stuttgart

17. Bayani M, Raisolvaezin K, Almasi-Hashiani A, Mirhoseini SH (2023) Bacterial biofilm prevalence in dental unit waterlines: a systematic review and meta-analysis. *BMC Oral Health* 23(1):158

18. Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelschutz (2020): Merkblatt MNS oder FFP. Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelschutz, Erlangen.
(https://www.lgl.bayern.de/downloads/arbeitsschutz/arbeitsmedizin/doc/merkblatt_mns_atemschutz.pdf [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])

19. BD-Gebrauchsanweisung (2011): Gebrauchsfertige Plattenmedien, Chocolate II. Becton Dickinson GmbH, Heidelberg. (https://www.aurosanshop.de/media/files_public/3aea823c51ae48e674b129bd8a705827/md6009_schokovital_v20180130.pdf [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])

20. BD-Gebrauchsanweisung (2013): Gebrauchsfertige Plattenmedien, Columbia. Becton Dickinson GmbH, Heidelberg. (<https://www.msg->

praxisbedarf.de/\$WS/msg/websale8_shop-msg/produkte/medien/pdf/2734_04.pdf
[zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])

21. Bennett AM, Fulford MR, Walker JT, Bradshaw DJ, Martin MV, Marsh PD (2000). Microbial aerosols in general dental practice. *Br Dent J* 189(12):7-664
22. Bentley CD, Burkhart NW, Crawford JJ (1994). Evaluating spatter and aerosol contamination during dental procedures. *J Am Dent Assoc* 125(5):84-579
23. Bik EM, Long CD, Armitage GC, Loomer P, Emerson J, Mongodin EF, Nelson KE, Gill SR, Fraser-Liggett CM, Relman DA (2010). Bacterial diversity in the oral cavity of 10 healthy individuals. *ISME J* 4(8):74-962
24. Bizzini A, Greub G (2010). Matrix-assisted laser desorption ionization time-of-flight mass spectrometry, a revolution in clinical microbial identification. *Clin Microbiol Infect* 16(11):9-1614
25. Buxton R (2005) Blood Agar Plates and Hemolysis Protocols. American Society for Microbiology, Washington, D.C. (<https://asm.org/getattachment/7ec0de2b-bb16-4f6e-ba07-2aea25a43e76/protocol-28> [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
26. Bloomfield S, Exner M, Flemming HC, Goroncy-Bermes P, Hartemann P, Heeg P, Ilshner C, Krämer I, Merckens W, Oltmanns P, Rotter M, Rutala WA, Sonntag HG, Trautmann M (2015). Lesser-known or hidden reservoirs of infection and implications for adequate prevention strategies: Where to look and what to look for. *GMS Hyg Infect Control* 10:Doc04
27. Boccia G, Di Spirito F, D'Ambrosio F, De Caro F, Pecora D, Giorgio R, Fortino L, Longanella W, Franci G, Santella B, Amato M (2023). Microbial Air Contamination in

a Dental Setting Environment and Ultrasonic Scaling in Periodontally Healthy Subjects: An Observational Study. *Int J Environ Res Public Health* 20(3):2710

28. Bourgeois D, David A, Inquimbert C, Tramini P, Molinari N, Carrouel F (2017). Quantification of carious pathogens in the interdental microbiota of young caries-free adults. *PLoS One* 12(10):e0185804
29. Bowen WH, Burne RA, Wu H, Koo H (2018). Oral Biofilms: Pathogens, Matrix, and Polymicrobial Interactions in Microenvironments. *Trends Microbiol* 26(3):229-242
30. Brown JL, Johnston W, Delaney C, Rajendran R, Butcher J, Khan S, Bradshaw D, Ramage G, Culshaw S (2019). Biofilm-stimulated epithelium modulates the inflammatory responses in co-cultured immune cells. *Sci Rep* 9(1):15779
31. Bundesanstalt für Arbeitsschutz und Arbeitsmedizin (2021) Wie behandle ich als Zahnärztin, als Zahnarzt derzeitig Patienten ohne COVID-Verdacht? Bundesanstalt für Arbeitsschutz und Arbeitsmedizin, Dortmund.
(<https://www.baua.de/DE/Themen/Arbeitsgestaltung-im-Betrieb/Coronavirus/FAQ/FAQ-19.html> [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
32. Bundesinstitut für Arzneimittel und Medizinprodukte (2022) Hinweise des BfArM zur Verwendung von Mund-Nasen-Bedeckungen, medizinischen Gesichtsmasken sowie partikelfiltrierenden Halbmasken (FFP-Masken). Bundesinstitut für Arzneimittel und Medizinprodukte, Bonn. (<https://www.bfarm.de/Shared-Docs/Risikoinformationen/Medizinprodukte/DE/schutzmasken.html> [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
33. Calderaro A, Chezzi C (2024). MALDI-TOF MS: A Reliable Tool in the Real Life of the Clinical Microbiology Laboratory. *Microorganisms* 12(2):322

34. Casino P, López A, Peiró S, Terrones I, Agustí G, Terlevich D, Asensio D, Marqués AM, Piqué N (2023). Use of Blood Powder (Ground and Irradiated) for the Manufacture of Chocolate Agar. *Int J Mol Sci* 24(9):7965

35. Chahal G, Quintana-Hayashi MP, Gaytán MO, Benktander J, Padra M, King SJ, Linden SK (2022). Streptococcus oralis Employs Multiple Mechanisms of Salivary Mucin Binding That Differ Between Strains. *Front Cell Infect Microbiol* 12:889711

36. Chamat-Hedemand S, Dahl A, Østergaard L, Arpi M, Fosbøl E, Boel J, Oestergaard LB, Lauridsen TK, Gislason G, Torp-Pedersen C, Bruun NE (2020). Prevalence of Infective Endocarditis in Streptococcal Bloodstream Infections Is Dependent on Streptococcal Species. *Circulation* 142(8):720-730

37. Chambers HF, Deleo FR (2009). Waves of resistance: Staphylococcus aureus in the antibiotic era. *Nat Rev Microbiol* 7(9):41-629

38. Chatoutsidou SE, Saridaki A, Raisi L, Katsivela E, Tsiamis G, Zografakis M, Lazaridis M (2021). Airborne particles and microorganisms in a dental clinic: Variability of indoor concentrations, impact of dental procedures, and personal exposure during everyday practice. *Indoor Air* 31(4):1164-1177

39. Checchi V, Montevicchi M, Checchi L (2021). Variation of Efficacy of Filtering Face Pieces Respirators over Time in a Dental Setting: A Pilot Study. *Dent J (Basel)* 9(4):36

40. Chen C, Hemme C, Beleno J, Shi ZJ, Ning D, Qin Y, Tu Q, Jorgensen M, He Z, Wu L, Zhou J (2018). Oral microbiota of periodontal health and disease and their changes after nonsurgical periodontal therapy. *ISME J* 12(5):1210-1224

41. Chen IH, Lin CH, Liao YS, Yang PW, Jao YT, Chen TE, Du JK (2022). Assessment of dental personal protective equipment (PPE) and the relationship between manual dexterity and dissemination of aerosol and splatter during the COVID-19 pandemic. *J Dent Sci* 17(4):1538-1543

42. Chen Q, Shao Z, Liu K, Zhou X, Wang L, Jiang E, Luo T, Shang Z (2021). Salivary *Porphyromonas gingivalis* predicts outcome in oral squamous cell carcinomas: a cohort study. *BMC Oral Health* 21(1):228

43. Chen XF, Hou X, Xiao M, Zhang L, Cheng JW, Zhou ML, Huang JJ, Zhang JJ, Xu YC, Hsueh PR (2021). Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization Time of Flight Mass Spectrometry (MALDI-TOF MS) Analysis for the Identification of Pathogenic Microorganisms: A Review. *Microorganisms* 9(7):1536

44. Cheung GYC, Bae JS, Otto M (2021). Pathogenicity and virulence of *Staphylococcus aureus*. *Virulence* 12(1):547-569

45. Choi A, Pia L, Kaspar JR (2025). Seven genome sequences of *Rothia* spp. isolated from human saliva. *Microbiol Resour Announc* 14(8):e0046525

46. Clark AE, Kaleta EJ, Arora A, Wolk DM (2013). Matrix-assisted Laser Desorption Ionization–Time of Flight Mass Spectrometry: a fundamental shift in the routine practice of clinical microbiology. *Clin Microbiol Rev* 26:547-603

47. Cochran MA, Miller CH, Sheldrake MA (1989). The efficacy of the rubber dam as a barrier to the spread of microorganisms during dental treatment. *J Am Dent Assoc* 119(1):4-141

48. Cole EC, Cook CE (1998). Characterization of infectious aerosols in health care facilities: an aid to effective engineering controls and preventive strategies. *Am J Infect Control* 26(4):64-453
49. Costalonga M, Herzberg MC (2014). The oral microbiome and the immunobiology of periodontal disease and caries. *Immunol Lett* 162(2 Pt A):22-38
50. Coykendall AL (1989). Classification and identification of the viridans streptococci. *Clin Microbiol Rev* 2(3):28-315
51. Croxatto A, Prod'hom G, Greub G (2012). Applications of MALDI-TOF mass spectrometry in clinical diagnostic microbiology. *FEMS Microbiol Rev* 36(2):380-407
52. Decraene V, Ready D, Pratten J, Wilson M (2008). Air-borne microbial contamination of surfaces in a UK dental clinic. *J Gen Appl Microbiol* 54(4):195-203
53. Dellweg D, Lepper PM, Nowak D, Köhnlein T, Olgemöller U, Pfeifer M (2020). Stellungnahme der DGP zur Auswirkung von Mund-Nasenmasken auf den Eigen- und Fremdschutz bei aerogen übertragbaren Infektionen in der Bevölkerung [Position Paper of the German Respiratory Society (DGP) on the Impact of Community Masks on Self-Protection and Protection of Others in Regard to Aerogen Transmitted Diseases]. *Pneumologie*. 74(6):331-336
54. Deo PN, Deshmukh R (2019). Oral microbiome: Unveiling the fundamentals. *J Oral Maxillofac Pathol* 23(1):122-128
55. Desarda H, Gurav A, Dharmadhikari C, Shete A, Gaikwad S (2014). Efficacy of High-volume Evacuator in Aerosol Reduction: Truth or Myth? A Clinical and Microbiological Study. *J Dent Res Dent Clin Dent Prospects* 8(3):9-176

56. Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin (2024): Hygieneleitfaden. Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin, Köln.
(https://www.bzaek.de/fileadmin/PDFs/Berufsaus%C3%BCbung/Hygiene/Hygieneleitfaden_des_Deutschen_Arbeitskreises_f%C3%BCr_Hygiene_in_der_Zahnmedizin.pdf [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
57. Devang Divakar D, Muzahed, Aldeyab SS, Alfawaz SA, AlKheraif AA, Ahmed Khan A (2017). High proportions of Staphylococcus epidermidis in dental caries harbor multiple classes of antibiotics resistance, significantly increase inflammatory interleukins in dental pulps. *Microb Pathog* 109:29-34
58. Dewhirst FE, Chen T, Izard J, Paster BJ, Tanner AC, Yu WH, Lakshmanan A, Wade WG (2010). The human oral microbiome. *J Bacteriol* 192(19):17-5002
59. Di Stefano M, Polizzi A, Santonocito S, Romano A, Lombardi T, Isola G (2022). Impact of Oral Microbiome in Periodontal Health and Periodontitis: A Critical Review on Prevention and Treatment. *Int J Mol Sci* 23(9):5142
60. Dioguardi M, Di Gioia G, Illuzzi G, Arena C, Caponio VCA, Caloro GA, Zhurakivska K, Adipietro I, Troiano G, Lo Muzio L (2019). Inspection of the Microbiota in Endodontic Lesions. *Dent J (Basel)* 7(2):47
61. Dürst UN, Bruder E, Egloff L, Wüst J, Schneider J, Hirzel HO (1991). *Micrococcus luteus*: Ein seltener Erreger einer Klappenprothesenendokarditis [Micrococcus luteus: a rare pathogen of valve prosthesis endocarditis]. *Z Kardiol* 80(4):8-294
62. Fan X, Alekseyenko AV, Wu J, Peters BA, Jacobs EJ, Gapstur SM, Purdue MP, Abnet CC, Stolzenberg-Solomon R, Miller G, Ravel J, Hayes RB, Ahn J (2018).

Human oral microbiome and prospective risk for pancreatic cancer: a population-based nested case-control study 67(1):120-127

63. Farah RI (2018). Effect of cooling water temperature on the temperature changes in pulp chamber and at handpiece head during high-speed tooth preparation. *Restor Dent Endod* 44(1):e3
64. Faveri M, Figueiredo LC, Duarte PM, Mestnik MJ, Mayer MP, Feres M (2009). Microbiological profile of untreated subjects with localized aggressive periodontitis. *J Clin Periodontol* 36(9):49-739
65. Fennelly M, Gallagher C, Harding M, Hellebust S, Wenger J, O'Sullivan N, O'Connor D, Prentice M (2022). Real-time Monitoring of Aerosol Generating Dental Procedures. *J Dent* 120:104092
66. Florio W, Cappellini S, Giordano C, Vecchione A, Ghelardi E, Lupetti A (2019). A new culture-based method for rapid identification of microorganisms in polymicrobial blood cultures by MALDI-TOF MS. *BMC Microbiol* 19(1):267
67. G S J S, Ramakodi MP, T V B P S R (2023). Review of bioaerosols from different sources and their health impacts. *Environ Monit Assess* 195(11):1321
68. Gajdács M, Urbán E, Terhes G (2019). Microbiological and Clinical Aspects of Cervicofacial Actinomyces Infections: An Overview. *Dent J (Basel)* 7(3):85
69. Gao SG, Yang JQ, Ma ZK, Yuan X, Zhao C, Wang GC, Wei H, Feng XS, Qi YJ (2018). Preoperative serum immunoglobulin G and A antibodies to *Porphyromonas gingivalis* are potential serum biomarkers for the diagnosis and prognosis of esophageal squamous cell carcinoma. *BMC Cancer* 18(1):17

70. Becton Dickinson (2024) Gebrauchsanweisung: GasPak EZ Gas Generating Container Systems. Becton Dickinson GmbH, Heidelberg.
(<https://www.labchem.com.my/uploads2/66f4b46da3731/GasPak%20Gas%20Generating%20Container%20Systems%20Insert.pdf> [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
71. Gheorghita D, Eördegh G, Nagy F, Antal M (2019). A fogágybetegség mint az atheroscleroticus cardiovascularis betegség rizikófaktor [Periodontal disease, a risk factor for atherosclerotic cardiovascular disease]. *Orv Hetil* 160(11):419-425
72. Gholizadeh P, Eslami H, Yousefi M, Asgharzadeh M, Aghazadeh M, Kafil HS (2016). Role of oral microbiome on oral cancers, a review. *Biomed Pharmacother* 84:552-558
73. Gil-Montoya JA, de Mello AL, Barrios R, Gonzalez-Moles MA, Bravo M (2015). Oral health in the elderly patient and its impact on general well-being: a nonsystematic review. *Clin Interv Aging* 10:7-461
74. World Health Organization (2018). Global Guidelines for the Prevention of Surgical Site Infection. Web Appendix 17: Summary of a systematic review on drapes and gowns. World Health Organization, Geneva.
(<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK536409/> [zuletzt aufgerufen am 04.10.2025])
75. Gomez A, Nelson KE (2017). The Oral Microbiome of Children: Development, Disease, and Implications Beyond Oral Health. *Microb Ecol* 73(2):492-503
76. Gonçalves E, Carvalhal R, Mesquita R, Azevedo J, Coelho MJ, Magalhães R, Ferraz MP, Manso MC, Gavinha S, Pina C, Lopes Cardoso I (2020). Detection of

Staphylococcus aureus (MRSA/MSSA) in surfaces of dental medicine equipment.
Saudi J Biol Sci 27(4):1003-1008

77. Gonçalves Lomardo P, Nunes MC, Arriaga P, Antunes LA, Machado A, Quinelato V, Aguiar TRDS, Casado PL (2024). Concern about the risk of aerosol contamination from ultrasonic scaler: a systematic review and meta-analysis. BMC Oral Health 24(1):417
78. Grenier D (1995). Quantitative analysis of bacterial aerosols in two different dental clinic environments. Appl Environ Microbiol 61(8):8-3165
79. Guiglia R, Musciotto A, Compilato D, Procaccini M, Lo Russo L, Ciavarella D, Lo Muzio L, Cannone V, Pepe I, D'Angelo M, Campisi G (2010). Aging and oral health: effects in hard and soft tissues. Curr Pharm Des 16(6):30-619
80. Gund M, Isack J, Hannig M, Thieme-Ruffing S, Gärtner B, Boros G, Rupf S (2021). Contamination of surgical mask during aerosol-producing dental treatments. Clin Oral Investig 25(5):3173-3180
81. Gund MP, Boros G, Hannig M, Thieme-Ruffing S, Gärtner B, Rohrer TR, Simon A, Rupf S (2021). Bacterial contamination of forehead skin and surgical mask in aerosol-producing dental treatment. J Oral Microbiol 13(1):1978731
82. Gund MP, Naim J, Bayhan HM, Hannig M, Gärtner B, Halfmann A, Boros G, Rupf S (2024). Dental aerosol-producing treatments: Comparison of contamination patterns of face shields and surgical masks. J Occup Environ Hyg 21(2):126-135

83. Gund MP, Naim J, Hannig M, Halfmann A, Gärtner B, Boros G, Rupf S (2022). CHX and a Face Shield Cannot Prevent Contamination of Surgical Masks. *Front Med (Lausanne)* 9:896308
84. Gund MP, Naim J, Rupf S, Gärtner B, Hannig M (2023). Bacterial contamination potential of personal protective equipment itself in dental aerosol-producing treatments. *Odontology* 112(2):309-316
85. Hadler SC, Sorley DL, Acree KH, Webster HM, Schable CA, Francis DP, Maynard JE (1981). An outbreak of hepatitis B in a dental practice. *Ann Intern Med* 95(2):8-133
86. Hallier C, Williams DW, Potts AJ, Lewis MA (2010). A pilot study of bioaerosol reduction using an air cleaning system during dental procedures. *Br Dent J* 209(8):E14
87. Hammad MI, Conrads G, Abdelbary MMH (2023). Isolation, identification, and significance of salivary *Veillonellasp.*, *Prevotella spp.*, and *Prevotella salivae* in patients with inflammatory bowel disease. *Front Cell Infect Microbiol* 13:1278582
88. Harrel SK, Molinari J (2004). Aerosols and splatter in dentistry: a brief review of the literature and infection control implications. *J Am Dent Assoc* 135(4):37-429
89. Heilmann C, Ziebuhr W, Becker K (2019). Are coagulase-negative staphylococci virulent? *Clin Microbiol Infect* 25(9):1071-1080
90. Hemmer CJ, Hufert F, Siewert S, Reisinger E (2021). Protection From COVID-19–The Efficacy of Face Masks. *Dtsch Arztebl Int* 118(5):59-65

91. Hou TY, Chiang-Ni C, Teng SH (2019). Current status of MALDI-TOF mass spectrometry in clinical microbiology. *J Food Drug Anal* 27(2):404-414
92. Huang C, Liu Y, Li Z, Li R, Ren X, Huang TS (2019) N-halamine antibacterial nanofibrous mats based on polyacrylonitrile and N-halamine for protective face masks. *Journal of Engineered Fibers and Fabrics* 14:1558925019843222
93. Huang YC, Chen YH (2021). Use of Long Short-Term Memory for Remaining Useful Life and Degradation Assessment Prediction of Dental Air Turbine Handpiece in Milling Process. *Sensors (Basel)* 21(15):4978
94. Human Oral Microbiome Database (o.J.): Human Oral Microbiome Database (HOMD). Forsyth Institute, Cambridge (MA). (<https://www.homd.org/> [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
95. Hyde ER, Andrade F, Vaksman Z, Parthasarathy K, Jiang H, Parthasarathy DK, Torregrossa AC, Tribble G, Kaplan HB, Petrosino JF, Bryan NS (2014). Metagenomic analysis of nitrate-reducing bacteria in the oral cavity: implications for nitric oxide homeostasis. *PLoS One* 9(3):e88645
96. Ianniello NM, Andrade DC, Ivancic S, Eckardt PA, Lemos Ramirez JC (2019). Native valve infective endocarditis due to *Micrococcus luteus* in a non-Hodgkin's lymphoma patient. *IDCases* 18:e00657
97. Ingendoh-Tsakmakidis A, Mikolai C, Winkel A, Szafranski SP, Falk CS, Rossi A, Walles H, Stiesch M (2019). Commensal and pathogenic biofilms differently modulate peri-implant oral mucosa in an organotypic model. *Cell Microbiol* 21(10):e13078

98. Inquimbert C, Bourgeois D, Giraudeau N, Tramini P, Viennot S, Dussart C, Carrouel F (2019). Microbiota of interdental space of adolescents according to Risk of Caries: A cross-sectional study protocol. *Contemp Clin Trials Commun* 16:100444

99. Irfan M, Delgado RZR, Frias-Lopez J (2020). The Oral Microbiome and Cancer. *Front Immunol* 11:591088

100. Irlinger F (2008). Safety assessment of dairy microorganisms: coagulase-negative staphylococci. *Int J Food Microbiol* 126(3):10-302

101. Rychert J. (2019). Benefits and Limitations of MALDI-TOF Mass Spectrometry for the Identification of Microorganisms. *J Infectiol* 4:1142

102. Josephson KL, Gerba CP, Pepper IL (1993). Polymerase chain reaction detection of nonviable bacterial pathogens. *Appl Environ Microbiol* 59(10):5-3513

103. Kadaifciler DG, Cotuk A (2014). Microbial contamination of dental unit waterlines and effect on quality of indoor air. *Environ Monit Assess* 186(6):44-3431

104. Kaplan HB, Miranda JA, Gogola GR, Gomez K, Ambrose CG (2018). Persistence of bacterial DNA in orthopedic infections. *Diagn Microbiol Infect Dis* 91(2):136-140

105. Kateete DP, Nakanjako R, Okee M, Joloba ML, Najjuka CF (2017). Genotypic diversity among multidrug resistant *Pseudomonas aeruginosa* and *Acinetobacter* species at Mulago Hospital in Kampala, Uganda. *BMC Res Notes* 10(1):284

106. Kato T, Yamazaki K, Nakajima M, Date Y, Kikuchi J, Hase K, Ohno H, Yamazaki K (2018). Oral Administration of *Porphyromonas gingivalis* Alters the Gut Microbiome and Serum Metabolome. *mSphere* 3(5):e00460-18

107. Kaufmann M, Solderer A, Gubler A, Wegehaupt FJ, Attin T, Schmidlin PR (2020). Quantitative measurements of aerosols from air-polishing and ultrasonic devices: (How) can we protect ourselves? *PLoS One* 15(12):e0244020

108. Kazarina A, Kuzmicka J, Bortkevica S, Zayakin P, Kimsis J, Igumnova V, Sadovska D, Freimane L, Kivrane A, Namina A, Capligina V, Poksane A, Ranka R (2023). Oral microbiome variations related to ageing: possible implications beyond oral health. *Arch Microbiol* 205(4):116

109. Kheng A, Leclerc L, Fayolle M, Grattard F, Verhoeven PO, Pourchez J (2024). Evaluation of the penetration capacity of bacteria through layers of different face mask types and wearing conditions. *Sci Rep* 14(1):25906

110. Kim SH (2017). Survey of *Staphylococcus epidermidis* Contamination on the Hands of Dental Hygienists and Equipment Surface of Dental Clinics. *J Dent Hyg Sci* 17(6):472-480

111. Kim SU, Jo EJ, Noh Y, Mun H, Ahn YD, Kim MG (2018). Adenosine Triphosphate Bioluminescence-Based Bacteria Detection Using Targeted Photothermal Lysis by Gold Nanorods. *Anal Chem* 90(17):10171-10178

112. Kimmerle H, Wiedmann-Al-Ahmad M, Pelz K, Wittmer A, Hellwig E, Al-Ahmad A (2012). Airborne microbes in different dental environments in comparison to a public area. *Arch Oral Biol* 57(6):96-689

113. Kinane DF, Stathopoulou PG, Papapanou PN (2017). Periodontal diseases. *Nat Rev Dis Primers* 3:17038

114. Kobayashi N, Bauer TW, Tuohy MJ, Lieberman IH, Krebs V, Togawa D, Fujishiro T, Procop GW (2006). The comparison of pyrosequencing molecular Gram stain, culture, and conventional Gram stain for diagnosing orthopaedic infections. *J Orthop Res* 24(8):9-1641

115. Könönen E, Wade WG (2015). Actinomyces and related organisms in human infections. *Clin Microbiol Rev* 28(2):42-419

116. Koukos G, Sakellari D, Arsenakis M, Tsalikis L, Slini T, Konstantinidis A (2015). Prevalence of Staphylococcus aureus and methicillin resistant Staphylococcus aureus (MRSA) in the oral cavity. *Arch Oral Biol* 60(9):5-1410

117. Lafuente Ibáñez de Mendoza I, Maritxalar Mendia X, García de la Fuente AM, Quindós Andrés G, Aguirre Urizar JM (2020). Role of Porphyromonas gingivalis in oral squamous cell carcinoma development: A systematic review. *J Periodontal Res* 55(1):13-22

118. Laheij AM, Kistler JO, Belibasakis GN, Välimaa H, de Soet JJ; European Oral Microbiology Workshop (EOMW) (2012). Healthcare-associated viral and bacterial infections in dentistry. *J Oral Microbiol* 4:17659

119. Laux C, Peschel A, Krismer B (2019). Staphylococcus aureus colonization of the human nose and interaction with other microbiome members. *Microbiol Spectr* 7(2):10.1128/microbiolspec.gpp3-0029-2018

120. Leggat PA, Kedjarune U (2001). Bacterial aerosols in the dental clinic: a review. *Int Dent J* 51(1):39-44

121. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL) (2021). Leitlinien für die Validierung von Spezies-Identifizierungen mittels MALDI-TOF MS in Einzellaboren oder in Laborverbünden. Arbeitsgruppe § 64 LFGB „MALDI-TOF“. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit, Berlin.
(https://www.bvl.bund.de/SharedDocs/Downloads/07_Untersuchungen/Leitlinien-Validierung-von-Spezies-Identifizierungen-MALDI-TOF-MS.pdf?__blob=publicationFile&v=2 [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])

122. Li X, Mak CM, Wai Ma K, Wong HM (2021). How the high-volume evacuation alters the flow-field and particle removal characteristics in the mock-up dental clinic. *Build Environ* 205:108225.

123. Li Y, Leung P, Yao L, Song QW, Newton E (2006). Antimicrobial effect of surgical masks coated with nanoparticles. *J Hosp Infect* 62(1):58-63

124. Lim Y, Totsika M, Morrison M, Punyadeera C (2017). Oral Microbiome: A New Biomarker Reservoir for Oral and Oropharyngeal Cancers. *Theranostics* 7(17):4313-4321

125. Lister JL, Horswill AR (2014). *Staphylococcus aureus* biofilms: recent developments in biofilm dispersal. *Front Cell Infect Microbiol* 4:178

126. Lister PD, Wolter DJ, Hanson ND (2009). Antibacterial-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: clinical impact and complex regulation of chromosomally encoded resistance mechanisms. *Clin Microbiol Rev* 22(4):582-610

127. Liu S, Zhou X, Peng X, Li M, Ren B, Cheng G, Cheng L (2020). Porphyromonas gingivalis Promotes Immuno-evasion of Oral Cancer by Protecting Cancer from Macrophage Attack. J Immunol 205(1):282-289

128. Liu X, Tong X, Jie Z, Zhu J, Tian L, Sun Q, Ju Y, Zou L, Lu H, Qiu X, Li Q, Liao Y, Lian H, Zuo Y, Chen X, Rao W, Ren Y, Wang Y, Zi J, Wang R, Xu X, Yang H, Wang J, Zong Y, Liu W, Hou Y, Jin X, Xiao L, Kristiansen K, Jia H, Zhang T (2022). Sex differences in the oral microbiome, host traits, and their causal relationships. iScience 26(1):105839

129. Llandro H, Allison JR, Currie CC, Edwards DC, Bowes C, Durham J, Jakubovics N, Rostami N, Holliday R (2021). Evaluating splatter and settled aerosol during orthodontic debonding: implications for the COVID-19 pandemic. Br Dent J 8:1–7

130. Loesche WJ (1969). Oxygen sensitivity of various anaerobic bacteria. Appl Microbiol 18(5):723-7

131. Long J, Cai Q, Steinwandel M, Hargreaves MK, Bordenstein SR, Blot WJ, Zheng W, Shu XO (2017). Association of oral microbiome with type 2 diabetes risk. J Periodontal Res 52(3):636-643

132. Lopes JP, Lionakis MS (2022). Pathogenesis and virulence of Candida albicans. Virulence 13(1):89-121

133. López R, Smith PC, Göstemeyer G, Schwendicke F (2017). Ageing, dental caries and periodontal diseases. J Clin Periodontol 44 Suppl 18:S145-S152

134. Loveday HP, Lynam S, Singleton J, Wilson J (2014). Clinical glove use: healthcare workers' actions and perceptions. J Hosp Infect 86(2):6-110

135. Luksamijarulkul P, Aiempradit N, Vatanasomboon P (2014). Microbial Contamination on Used Surgical Masks among Hospital Personnel and Microbial Air Quality in their Working Wards: A Hospital in Bangkok. *Oman Med J* 29(5):346-50

136. Maher YA, Jastania RA, Beyari MM, et al (2017). Variability in airborne bacterial and fungal population in educational dental hospital, umm al-qura university. *Int J Health Sci Res* 7:165.

137. Maier T (2023). Oral Microbiome in Health and Disease: Maintaining a Healthy, Balanced Ecosystem and Reversing Dysbiosis. *Microorganisms* 11(6):1453

138. Malek R, Gharibi A, Khlil N, Kissa J (2017). Necrotizing Ulcerative Gingivitis. *Contemp Clin Dent* 8(3):496-500

139. Mareeswari, G.H., Joy, E.T., Kiran, M.S., David, C.M., Cherubin, J.E., & Manchil, P.R.D. (2016). Prevalence of microbial colonization in the mouth mask used by the dental professionals. *Journal of Medicine, Radiology, Pathology and Surgery*, 2(2), 7-10

140. Mark Welch JL, Dewhirst FE, Borisy GG (2019). Biogeography of the Oral Microbiome: The Site-Specialist Hypothesis. *Annu Rev Microbiol* 73:335-358

141. Martini AM, Moricz BS, Ripperger AK, Tran PM, Sharp ME, Forsythe AN, Kulhankova K, Salgado-Pabón W, Jones BD (2020). Association of Novel *Streptococcus sanguinis* Virulence Factors With Pathogenesis in a Native Valve Infective Endocarditis Model. *Front Microbiol* 11:10

142. Martinos dos Santos BR, Favero Demeda C, Novaaes Ferreira da Silva E, Marques Fonseca de Britto M, Costa Lima K, Nunes de Melo M (2014). Prevalence of Subgingival Staphylococcus at Periodontally Healthy and Diseased Sites. *Braz Dent J.* 25(4):271-276

143. Mehrotra N, Singh S (2023). Periodontitis. In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2024 Jan–.

144. Melzow F, Mertens S, Todorov H, Groneberg DA, Paris S, Gerber A (2022). Aerosol exposure of staff during dental treatments: a model study. *BMC Oral Health* 22(1):128

145. Miller RL, Micik RE, Abel C, Ryge G (1971). Studies on dental aerobiology. II. Microbial splatter discharged from the oral cavity of dental patients. *J Dent Res* 50(3):5-621

146. Mörtelmaier C, Panda S, Robertson I, Krell M, Christodoulou M, Reichardt N, Mulder I (2019). Identification performance of MALDI-ToF-MS upon mono- and bi-microbial cultures is cell number and culture proportion dependent. *Anal Bioanal Chem* 411(26):7027-7038

147. Murray PR (1978). Growth of clinical isolates of anaerobic bacteria on agar media: effects of media composition, storage conditions, and reduction under anaerobic conditions. *J Clin Microbiol* 8(6):708-14

148. Mutters NT, Hägele U, Hagenfeld D, Hellwig E, Frank U (2014). Compliance with infection control practices in an university hospital dental clinic. *GMS Hyg Infect Control* 9(3):Doc18

149. Nejatidanesh F, Khosravi Z, Goroohi H, Badrian H, Savabi O (2013). Risk of Contamination of Different Areas of Dentist's Face During Dental Practices. *Int J Prev Med* 4(5):5-611
150. Niazi SA, Vincer L, Mannocci F (2016). Glove Contamination during Endodontic Treatment Is One of the Sources of Nosocomial Endodontic *Propionibacterium acnes* Infections. *J Endod* 42(8):1202-11
151. Nóbrega MTC, Bastos RTDRM, Mecenas P, de Toledo IP, Richardson-Lozano R, Altabtbaei K, Flores-Mir C (2021). Aerosol generated by dental procedures: A scoping review. *J Evid Based Med* 14(4):303-312
152. Noor A, Khetarpal S (2023). Anaerobic Infections. In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2024 Jan–.
153. Nowrouzian FL, Lumingkit K, Gio-Batta M, Jaén-Luchoro D, Thordarson T, Elfvin A, Wold AE, Adlerberth I (2025). Tracing *Staphylococcus capitis* and *Staphylococcus epidermidis* strains causing septicemia in extremely preterm infants to the skin, mouth, and gut microbiota. *Appl Environ Microbiol* 91(1):e0098024
154. Nußbaum B, Jurreit A, Bauer S, Birk-Hansen A, Bitterwolf K, Bobrich I, Dogru-Wiegand S, Eckardt M, Gerber H, Greef E, Häupler U, Jonas D, La Rocha V, Knoche J, Kühner-Feldes F, Poldrack R, Schaff T, Schmidt R, Steuer W (2016). Kleidung und Schutzausrüstung für Pflegeberufe aus hygienischer Sicht. Deutsche Gesellschaft für Krankenhaushygiene e.V., Berlin.
(https://www.krankenhaushygiene.de/pdffdata/2016_09_Kleidung%20und%20Schutzausruestung_DGKH.pdf [zuletzt aufgerufen am 04.10.2025])

155. Nußbaum B, Jurreit A, Thieves M, Loczenski B, Bauer S, Bitterwolf K, Birk-Hansen A, Bobrich I, Bock-Hensley O, Dogru-Wiegand S, Gerber H, Greef E, Häupler U, Jonas D, Knoche J, Kühner-Feldes F, Poldrack R, La Rocca V, Schmidt R, Steuer W, Wilhelm U, Vogel S (2015). Schutzkittel bei medizinischen und pflegerischen Tätigkeiten sowie bei Barrieremaßnahmen und Isolierungen. Sektion "Hygiene in der ambulanten und stationären Kranken- und Altenpflege/ Rehabilitation". Deutsche Gesellschaft für Krankenhaushygiene e.V., Berlin 59-60
(https://www.krankenhaushygiene.de/pdfdata/hm/2015_HM_01-2_schutzkittel.pdf [zuletzt aufgerufen am 04.10.2025])
156. Nwizu N, Wactawski-Wende J, Genco RJ (2020). Periodontal disease and cancer: Epidemiologic studies and possible mechanisms. *Periodontol* 2000 83(1):213-233
157. Otto M (2014). *Staphylococcus epidermidis* pathogenesis. *Methods Mol Biol* 1106:17-31
158. Pasquarella C, Veronesi L, Castiglia P, Liguori G, Montagna MT, Napoli C, Rizzetto R, Torre I, Masia MD, Di Onofrio V, Colucci ME, Tinteri C, Tanzi M; SItI working group "Hygiene in Dentistry" (2010). Italian multicentre study on microbial environmental contamination in dental clinics: a pilot study. *Sci Total Environ* 408(19):4045-51
159. Patel R (2015). MALDI-TOF MS for the diagnosis of infectious diseases. *Clin Chem* 61(1):100-11
160. Peng X, Cheng L, You Y, Tang C, Ren B, Li Y, Xu X, Zhou X (2022). Oral microbiota in human systematic diseases. *Int J Oral Sci* 14(1):14

161. Prospero E, Savini S, Annino I (2003). Microbial aerosol contamination of dental healthcare workers' faces and other surfaces in dental practice. *Infect Control Hosp Epidemiol* 24(2):139-41

162. Rahman B, Abraham SB, Alsalami AM, Alkhaja FE, Najem SI (2013). Attitudes and practices of infection control among senior dental students at college of dentistry, university of Sharjah in the United Arab Emirates. *Eur J Dent* 7(Suppl 1):S015-S019

163. Randell P (2014). It's a MALDI but it's a goodie: MALDI-TOF mass spectrometry for microbial identification. *Thorax* 69(8):776-8.

164. Rathee M, Sapra A (2023). Dental Caries In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2024 Jan–

165. Reeve MA, Bachmann D (2019). MALDI-TOF MS protein fingerprinting of mixed samples. *Biol Methods Protoc* 4(1):bpz013

166. Reichart CA, Rupkey LM, Brady WE, Hook EW 3rd (1989). Comparison of GC-Lect and modified Thayer-Martin media for isolation of *Neisseria gonorrhoeae*. *J Clin Microbiol* 27(5):808-11

167. Roeder G, Bilir A, Graf A, Baron DM (2023). Capillary carbon dioxide tension increases in hospital staff wearing filtering facepiece masks: a prospective crossover study. *ERJ Open Res* 9(4):00186-2023

168. Rogers GB, Marsh P, Stressmann AF, Allen CE, Daniels TV, Carroll MP, Bruce KD (2010). The exclusion of dead bacterial cells is essential for accurate molecular analysis of clinical samples. *Clin Microbiol Infect* 16(11):1656-8.

169. Ronen A, Rotter H, Elisha S, Sevilla S, Parizer B, Hafif N, Manor A (2021). Investigation of the protection efficacy of face shields against aerosol cough droplets. *J Occup Environ Hyg* 18(2):72-83
170. Rosier BT, Palazón C, García-Esteban S, Artacho A, Galiana A, Mira A (2021). A Single Dose of Nitrate Increases Resilience Against Acidification Derived From Sugar Fermentation by the Oral Microbiome. *Front Cell Infect Microbiol* 11:692883
171. Rupf S, Hannig M (2020). Changes of the patient management in dentistry during the pandemic caused by the SARS-Coronavirus 2-initial perspectives of a clinic of operative dentistry in Europe. *Clin Oral Investig* 24(7):2537-2539
172. Rupf S, Merte K, Eschrich K (1999). Quantification of bacteria in oral samples by competitive polymerase chain reaction. *J Dent Res* 78(4):850-6
173. Sachdev R, Garg K, Singh G, Mehrotra V (2020). Is safeguard compromised? Surgical mouth mask harboring hazardous microorganisms in dental practice. *J Family Med Prim Care* 9(2):759-763
174. Sadowy E, Hryniewicz W (2020). Identification of *Streptococcus pneumoniae* and other Mitis streptococci: importance of molecular methods. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* 39(12):2247-2256
175. Saghlatoon H, Soleimani M, Moghimi S, Talebi M (2012) An experimental investigation about the heat transfer phenomenon in human teeth. In :20th Iranian Conference on Electrical Engineering (ICEE2012). IEEE, pp. 1598-1601
176. Samaranayake LP, Reid J, Evans D (1989). The efficacy of rubber dam isolation in reducing atmospheric bacterial contamination. *ASDC J Dent Child* 56(6):442-4

177. Sankari SL, Mahalakshmi K, Kumar VN (2020). A comparative study of *Candida* species diversity among patients with oral squamous cell carcinoma and oral potentially malignant disorders. *BMC Res Notes* 13(1):488

178. Satish U, Mendell MJ, Shekhar K, Hotchi T, Sullivan D, Streufert S, Fisk WJ (2012). Is CO₂ an indoor pollutant? Direct effects of low-to-moderate CO₂ concentrations on human decision-making performance. *Environ Health Perspect* 120(12):1671-7

179. Schwob JM, Porto V, Aebischer Perone S, Van Delden C, Eperon G, Calmy A (2019). First reported case of *Rothia dentocariosa* spondylodiscitis in an immunocompetent patient. *IDCases* 19:e00689

180. Sedghi L, DiMassa V, Harrington A, Lynch SV, Kapila YL (2021). The oral microbiome: Role of key organisms and complex networks in oral health and disease. *Periodontol* 2000 87(1):107-131

181. Sedgley CM, Lennan SL, Appelbe OK (2005). Survival of *Enterococcus faecalis* in root canals ex vivo. *Int Endod J* 38(10):735-42

182. Shaw FE Jr, Barrett CL, Hamm R, Peare RB, Coleman PJ, Hadler SC, Fields HA, Maynard JE (1986). Lethal outbreak of hepatitis B in a dental practice. *JAMA* 255(23):3260-4

183. Shelburne SA, Sahasrabhojane P, Saldana M, Yao H, Su X, Horstmann N, Thompson E, Flores AR (2014). *Streptococcus mitis* strains causing severe clinical disease in cancer patients. *Emerg Infect Dis* 20(5):762-71

184. Singh A, Shiva Manjunath RG, Singla D, Bhattacharya HS, Sarkar A, Chandra N (2016). Aerosol, a health hazard during ultrasonic scaling: A clinico-microbiological study. *Indian J Dent Res* 27(2):160-2

185. Siqueira JF Jr, Rôças IN (2013). As-yet-uncultivated oral bacteria: breadth and association with oral and extra-oral diseases. *J Oral Microbiol* 5

186. Siqueira JF Jr, Rôças IN (2008). Clinical implications and microbiology of bacterial persistence after treatment procedures. *J Endod* 34(11):1291-1301.e3.

187. Slocum C, Kramer C, Genco CA (2016). Immune dysregulation mediated by the oral microbiome: potential link to chronic inflammation and atherosclerosis. *J Intern Med* 280(1):114-28

188. Smith KJ, Neafie R, Yeager J, Skelton HG (1999). Micrococcus folliculitis in HIV-1 disease. *Br J Dermatol* 141(3):558-61

189. Soffritti I, D'Accolti M, Fabbri C, Passaro A, Manfredini R, Zuliani G, Libanore M, Franchi M, Contini C, Caselli E (2021). Oral Microbiome Dysbiosis Is Associated With Symptoms Severity and Local Immune/Inflammatory Response in COVID-19 Patients: A Cross-Sectional Study. *Front Microbiol* 12:687513

190. Sommerstein R, Fux CA, Vuichard-Gysin D, Abbas M, Marschall J, Balmelli C, Troillet N, Harbarth S, Schlegel M, Widmer A; Swissnoso (2020). Risk of SARS-CoV-2 transmission by aerosols, the rational use of masks, and protection of healthcare workers from COVID-19. *Antimicrob Resist Infect Control* 9(1):100

191. Srikanth P, Sudharsanam S, Steinberg R (2008). Bio-aerosols in indoor environment: composition, health effects and analysis. *Indian J Med Microbiol* 26(4):302-12

192. Stähli A, Nhan RF, Schäfer JM, Imber JC, Roccuzzo A, Sculean A, Schimmel M, Tennert C, Eick S (2024). Contamination of Dental Surgical Masks by Aerosols Generated During Different Dental Treatments. *Oral Health Prev Dent* 22:631-638

193. Sterr CM, Nickel IL, Stranzinger C, Nonnenmacher-Winter CI, Günther F (2021). Medical face masks offer self-protection against aerosols: An evaluation using a practical in vitro approach on a dummy head. *PLoS One* 16(3):e0248099

194. Tacconelli E, Carrara E, Savoldi A, Harbarth S, Mendelson M, Monnet DL, Pulcini C, Kahlmeter G, Kluytmans J, Carmeli Y, Ouellette M, Outterson K, Patel J, Cavaleri M, Cox EM, Houchens CR, Grayson ML, Hansen P, Singh N, Theuretzbacher U, Magrini N; WHO Pathogens Priority List Working Group (2018). Discovery, research, and development of new antibiotics: the WHO priority list of antibiotic-resistant bacteria and tuberculosis. *Lancet Infect Dis* 18(3):318-327

195. Tally FP, Stewart PR, Sutter VL, Rosenblatt JE (1975). Oxygen tolerance of fresh clinical anaerobic bacteria. *J Clin Microbiol* 1(2):161-4

196. Teichert-Filho R, Baldasso CN, Campos MM, Gomes MS (2020). Protective device to reduce aerosol dispersion in dental clinics during the COVID-19 pandemic. *Int Endod J* 53(11):1588-1597

197. Thomas MV, Jarboe G, Frazer RQ (2008). Infection control in the dental office. *Dent Clin North Am* 52(3):609-28, x

198. Timmerman MF, Menso L, Steinfort J, van Winkelhoff AJ, van der Weijden GA (2004). Atmospheric contamination during ultrasonic scaling. *J Clin Periodontol* 31(6):458-62

199. Tonelli A, Lumngwena EN, Ntusi NAB (2023). The oral microbiome in the pathophysiology of cardiovascular disease. *Nat Rev Cardiol* 20(6):386-403.

200. Tran A, Alby K, Kerr A, Jones M, Gilligan PH. Cost Savings Realized by Implementation of Routine Microbiological Identification by Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization-Time of Flight Mass Spectrometry. *J Clin Microbiol.* 2015 Aug;53(8):2473-9.

201. Tuominen H, Rautava J (2021). Oral Microbiota and Cancer Development. *Pathobiology* 88(2):116-126.

202. Turner NA, Sharma-Kuinkel BK, Maskarinec SA, Eichenberger EM, Shah PP, Carugati M, Holland TL, Fowler VG Jr (2019). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: an overview of basic and clinical research. *Nat Rev Microbiol* 17(4):203-218

203. Upendran A, Gupta R, Geiger Z (2023). Dental Infection Control. In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2025 Jan–

204. Vartoukian SR (2016). Cultivation strategies for growth of uncultivated bacteria. *J Oral Biosci* 58(4):142-149.

205. Veena HR, Mahantesha S, Joseph PA, Patil SR, Patil SH (2015). Dissemination of aerosol and splatter during ultrasonic scaling: a pilot study. *J Infect Public Health* 8(3):260-5

206. Verma D, Garg PK, Dubey AK (2018). Insights into the human oral microbiome. *Arch Microbiol* 200(4):525-540

207. Volgenant CMC, de Soet JJ (2018). Cross-transmission in the Dental Office: Does This Make You Ill? *Curr Oral Health Rep* 5(4):221-228
208. Volgenant CMC, Persoon IF, de Ruijter RAG, de Soet JJH (2021). Infection control in dental health care during and after the SARS-CoV-2 outbreak. *Oral Dis* 27 Suppl 3(Suppl 3):674-683
209. Wang S, Liu Y, Li J, Zhao L, Yan W, Lin B, Guo X, Wei Y (2021). *Fusobacterium nucleatum* Acts as a Pro-carcinogenic Bacterium in Colorectal Cancer: From Association to Causality. *Front Cell Dev Biol* 9:710165
210. Watanabe A, Tamaki N, Yokota K, Matsuyama M, Kokeguchi S (2018). Use of ATP bioluminescence to survey the spread of aerosol and splatter during dental treatments. *J Hosp Infect* 99(3):303-305
211. Wen L, Mu W, Lu H, Wang X, Fang J, Jia Y, Li Q, Wang D, Wen S, Guo J, Dai W, Ren X, Cui J, Zeng G, Gao J, Wang Z, Cheng B (2020). *Porphyromonas gingivalis* Promotes Oral Squamous Cell Carcinoma Progression in an Immune Microenvironment. *J Dent Res* 99(6):666-675
212. World Health Organization (WHO) (2020). Rational use of personal protective equipment for coronavirus disease (COVID-19) and considerations during severe shortages: interim guidance. World Health Organization, Geneva.
([https://www.who.int/publications/i/item/rational-use-of-personal-protective-equipment-for-coronavirus-disease-\(covid-19\)-and-considerations-during-severe-shortages](https://www.who.int/publications/i/item/rational-use-of-personal-protective-equipment-for-coronavirus-disease-(covid-19)-and-considerations-during-severe-shortages) [zuletzt aufgerufen am: 04.10.2025])
213. Wick G, Jansen-Dürr P, Berger P, Blasko I, Grubeck-Loebenstien B (2000). Diseases of aging. *Vaccine* 18(16):1567-83

214. Wiener RC, Trickett Shockey AK, Waters C, Bhandari R (2021). Face-touching Behavior during the COVID-19 Pandemic: Self-inoculation and transmission potentials. *J Dent Hyg* 95(5):41-46
215. Willner S, Imam Z, Hader I (2019). *Rothia dentocariosa* Endocarditis in an Unsuspecting Host: A Case Report and Literature Review. *Case Rep Cardiol* 2019:7464251
216. Wilson CE, Vaidyanathan TK, Cinotti WR, Cohen SM, Wang SJ (1990). Hearing-damage risk and communication interference in dental practice. *J Dent Res* 69(2):489-93
217. Yang S, Meng X, Zhen Y, Baima Q, Wang Y, Jiang X, Xu Z (2024). Strategies and mechanisms targeting *Enterococcus faecalis* biofilms associated with endodontic infections: a comprehensive review. *Front Cell Infect Microbiol* 14:1433313
218. Yang X, Liu R, Zhu J, Luo T, Zhan Y, Li C, Li Y, Yu H (2023). Evaluating the microbial aerosol generated by dental instruments: addressing new challenges for oral healthcare in the hospital infection. *BMC Oral Health* 23(1):409
219. Yousefimashouf M, Yousefimashouf R, Alikhani MS, Hashemi H, Karami P, Rahimi Z, Hosseini SM (2023). Evaluation of the bacterial contamination of face masks worn by personnel in a center of COVID 19 hospitalized patients: A cross-sectional study. *New Microbes New Infect* 52:101090.
220. Yu T, Guo F, Yu Y, Sun T, Ma D, Han J, Qian Y, Kryczek I, Sun D, Nagarsheth N, Chen Y, Chen H, Hong J, Zou W, Fang JY (2017). *Fusobacterium nucleatum* Promotes Chemoresistance to Colorectal Cancer by Modulating Autophagy. *Cell* 170(3):548-563.e16

221. Yu Y, Wu X, Sun Y (2024). Precise control of digital dental unit to reduce aerosol and splatter production: new challenges for future epidemics. *BMC Oral Health* 24(1):213
222. Zarco MF, Vess TJ, Ginsburg GS (2012). The oral microbiome in health and disease and the potential impact on personalized dental medicine. *Oral Dis* 18(2):109-20
223. Zemouri C, de Soet H, Crielaard W, Laheij A (2017). A scoping review on bio-aerosols in healthcare and the dental environment. *PLoS One* 12(5):e0178007
224. Zemouri C, Volgenant CMC, Buijs MJ, Crielaard W, Rosema NAM, Brandt BW, Laheij AMGA, De Soet JJ (2020). Dental aerosols: microbial composition and spatial distribution. *J Oral Microbiol* 12(1):1762040
225. Zhang S, Li C, Zhang Z, Li Y, Li Q, Geng F, Liu J, Pan Y (2021). Analysis of differentially expressed genes in oral epithelial cells infected with *Fusobacterium nucleatum* for revealing genes associated with oral cancer. *J Cell Mol Med* 25(2):892-904
226. Zhang Y, Ping Y, Zhou R, Wang J, Zhang G (2018). High throughput sequencing-based analysis of microbial diversity in dental unit waterlines supports the importance of providing safe water for clinical use. *J Infect Public Health* 11(3):357-363
227. Zhang Z, Liu S, Zhang S, Li Y, Shi X, Liu D, Pan Y (2022). *Porphyromonas gingivalis* outer membrane vesicles inhibit the invasion of *Fusobacterium nucleatum* into oral epithelial cells by downregulating FadA and FomA. *J Periodontol* 93(4):515-525
228. Zhao H, Chu M, Huang Z, Yang X, Ran S, Hu B, Zhang C, Liang J (2017). Variations in oral microbiota associated with oral cancer. *Sci Rep* 7(1):11773

229. Zhiqing L, Yongyun C, Wenxiang C, Mengning Y, Yuanqing M, Zhenan Z, Haishan W, Jie Z, Kerong D, Huiwu L, Fengxiang L, Zanjing Z (2018). Surgical masks as source of bacterial contamination during operative procedures. J Orthop Translat 14:57-62

7. Publikation / Danksagung

7.1 Publikation

Gund MP, Naim J, Lang J, Hannig M, Gärtner B, Halfmann A, Boros G, Rupf S. Detection of viable oral bacteria of the patient on the surgical mask of dentists. BDJ Open. 2024 Jan 16;10(1):4.

7.2 Danksagung

Für die Unterstützung bei der Themenwahl, zahlreiche wertvolle Anregungen und konstruktive Besprechungen sowie für die vielen hilfreichen Verbesserungsvorschläge während des wissenschaftlichen Schreibprozesses danke ich meinem Doktorvater Herrn Prof. Dr. Stefan Rupf. Durch seine fachliche Expertise, seine stetige Begleitung und seine präzisen Anmerkungen hat er wesentlich zum Gelingen dieser Dissertation beigetragen. Mein besonderer Dank gilt meinem Betreuer Herrn Dr. Jusef Naim für seine herausragende Betreuung, seine Geduld und seinen unermüdlichen Einsatz während der gesamten Dauer dieser Arbeit. In allen Phasen – von der Planung über die Durchführung bis hin zur Auswertung der Studie – war er eine unverzichtbare Stütze. Seine fachliche Kompetenz und seine jederzeitige Hilfsbereitschaft haben maßgeblich zum erfolgreichen Abschluss dieser Arbeit beigetragen. Ebenso danke ich Frau Dr. Madline Gund herzlich für ihre wissenschaftliche Begleitung, ihre wertvollen Anregungen und die Unterstützung bei der Erstellung der Publikation. Herrn Dr. Alexander Halfmann vom Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene der Universität des Saarlandes danke ich für seine fachliche Beratung, seine Unterstützung während der mikrobiologischen Laborphase sowie seine hilfreichen Hinweise zur Umsetzung der Methodik und Interpretation der Ergebnisse. Mein Dank gilt zudem den Studierenden der Zahnmedizin der Universität des Saarlandes, die sich mit großem Verantwortungsbewusstsein an die Versuchsprotokolle hielten und durch ihre zuverlässige Mitarbeit bei der Probenentnahme und Bereitstellung der Masken wesentlich zum Erfolg dieser Untersuchung beitrugen. Herrn Prof. Dr. Matthias Hannig danke ich für die Möglichkeit der Nutzung der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes.

Ein ganz besonderer Dank gilt meinem Verlobten, der mich während dieser intensiven Zeit mit unerschütterlicher Geduld, zahlreichen Korrekturlesungen und beständigem Zuspruch unterstützt hat. Durch seine Ermutigung, seinen Rat und seine Zuversicht habe ich auch in herausfordernden Phasen nie die Motivation verloren. Allen, die durch ihr Wissen, ihre Zeit

und ihre Unterstützung zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben, gilt mein herzlicher Dank.

8. Lebenslauf

Aus datenschutzrechtlichen Gründen wird der Lebenslauf in der elektronischen Fassung der Dissertation nicht veröffentlicht.

9. Anhang

9.1 Detaillierte Ergebnisse

Anhang Tabelle 1: Alle Mikroorganismen mit jeweiligem Lebensraum und Detektionsfrequenz je Behandlungsmodalität. Positive Proben des jeweiligen Mikroorganismus und die zugehörige Behandlungsmodalität sind aufgeführt, jeweils für den Mund-Nasen-Schutz sowie den Intraoralen Abstrich. Behandlungsmodalitäten: Füllungstherapie (FIlg), professionelle Zahnreinigung (PZR), Parodontitis-Therapie (PA) und endodontische Behandlung (WKB) sind aufgeführt. Die Namen wurden aus Platzgründen abgekürzt.

Mikroorganismus	Typischer Lebensraum	Positive Proben insg.	Intraoraler Abstrich					Medizinischer Mund-Nasen-Schutz				
			Positive Proben	FIlg	PZR	PA	WKB	Positive Proben	FIlg	PZR	PA	WKB
<i>A. odontolyticus</i>	Mundhöhle	11	11	3	4	2	2	0	0	0	0	0
<i>A. oris</i>	Mundhöhle, Plaque	72	60	16	19	17	8	12	2	5	5	0
<i>A. spp.</i>	Mundhöhle, Magen-Darm-Trakt	2	2	0	1	0	1	0	0	0	0	0
<i>Acinetobacter haemolyticus</i>	Haut, Schleimhäute, Rachen	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
<i>Acinetobacter lwoffii</i>	Haut, Oropharynx, Perineum	2	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0
<i>Acinomyces naeslundii</i>	Mundhöhle	7	7	2	3	0	2	0	0	0	0	0
<i>Aerococcus viridans</i>	Mundhöhle, Atemwege	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
<i>Aeromonas sobria</i>	Wasser	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Aeromonas sp.</i>	Wasser	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Aggregatibacter aphrophilus</i>	Oropharynx	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aggregatibacter segnis</i>	Mundhöhle	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>B. pumilus</i>	ubiquitär, Umwelt, Boden	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
<i>B. spp.</i>	ubiquitär, Umwelt, Boden	11	2	0	1	1	0	9	4	3	2	0
<i>B. subtilis</i>	ubiquitär, Umwelt, Boden, Wasser	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
<i>B. circulans</i>	Darm	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
<i>Bacillus cereus</i>	ubiquitär, Umwelt, Boden	6	0	0	0	0	0	6	2	1	1	2
<i>Brevibacterium spec.</i>	Haut, Schleimhäute	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>C. pseudodiphtheriticum</i>	obere Atemwege, Schleimhäute	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>C. spp.</i>	Haut, Schleimhäute	4	2	1	1	0	0	2	0	1	1	0
<i>Campylobacter jejuni</i>	Magen-Darm-Trakt	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Candida albicans</i>	Mundhöhle, Haut	4	4	1	2	1	0	0	0	0	0	0
<i>Candida parapsilosis</i>	Schleimhäute	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Candida tropicalis</i>	Mundhöhle	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Capnocytophaga gingivalis</i>	Mundhöhle, Plaque	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Capnocytophaga spp.</i>	Mundhöhle	5	5	2	2	1	0	0	0	0	0	0
<i>Capnocytophaga sputigena</i>	Mundhöhle, obere Atemwege	2	2	0	0	2	0	0	0	0	0	0

Anhang

Chryseobacterium indologenes	Boden, Wasser	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Clostridioides difficile	Darm, Magen-Darm-Trakt	4	4	0	0	4	0	0	0	0	0	0
Clostridium novii	Darm	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Corynebacterium glucuronolyticum	Urogenitaltrakt	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Cryptococcus neoformans	Atemwege	3	0	0	0	0	0	3	0	0	2	1
D.hominis	Haut, Schleimhäute	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
Dermabacter vaginalis	Vagina	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
Enterococcus faecalis	Darm	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Escherichia vulneris	Darm	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
Gemella haemolysans	Mundhöhle, Verdauungstrakt	3	3	1	1	1	0	0	0	0	0	0
H. influenzae	Mundhöhle, Schleimhäute, Atemwege	2	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0
H. parahaemolyticus	Mundhöhle, Atemwege	4	4	1	3	0	0	0	0	0	0	0
H. parainfluenzae	Atemwege	56	53	9	20	16	8	3	0	2	1	0
H. spp.	Atemwege	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Haemophilus haemolyticus	Atemwege	2	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0
Hafnia alvei	Darm, Magen-Darm-Trakt	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
K. spp.	Haut, Schleimhäute	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
K.rhizophila	Boden	7	1	0	1	0	0	6	2	2	1	1
Kingella denitrificans	Atemwege	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Klebsiella oxytoca	Darm, Verdauungstrakt	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Kocuria kristinae	Haut	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Kytococcus schroeteri	Haut	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
L. gasserii	Darm, Vagina	2	2	0	1	0	1	0	0	0	0	0
L. jensenii	Vagina, Magen-Darm-Trakt	2	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0
L. paracasei	Darm, Magen-Darm-Trakt	3	3	1	0	2	0	0	0	0	0	0
L. spp.	Mundhöhle, Darm, Vagina	5	5	1	0	4	0	0	0	0	0	0
L. ultunensis	Magenschleimhaut	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Lactobacillus fermentum	Darm, Verdauungstrakt, Milch	3	3	2	0	1	0	0	0	0	0	0
Micrococcus luteus	Luft, Fleisch und Milchprodukte, Haut	73	16	3	6	4	3	57	17	24	10	6
Moraxella osloensis	Obere Atemwege	13	0	0	0	0	0	13	6	4	2	1
Moraxella spp.	Mundhöhle, Atemwege	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
Mycobacterium epidermidis	Wasser	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
N. elongata	Obere Atemwege	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
N. flavescens	Obere Atemwege	28	27	8	8	9	2	1	0	0	1	0
N. gonorrhoeae	Harnleiterepithel, Rektum, Pharynx	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
N. macacae	Obere Atemwege	28	26	8	12	6	0	2	0	1	1	0
N. meningitidis	Obere Atemwege	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
N. mucosa	Obere Atemwege	7	6	2	3	1	0	1	0	0	1	0
N. sicca	Obere Atemwege	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0

Anhang

N. spp.	Obere Atemwege, Urogenitaltrakt	22	21	4	5	8	4	1	0	0	0	1
N. subflava	Obere Atemwege	87	82	17	39	18	8	5	0	5	0	0
N.perflava	Obere Atemwege	2	2	0	0	1	1	0	0	0	0	0
Neisseria cinerea	Obere Atemwege	4	4	0	1	2	1	0	0	0	0	0
P. spp.	Haut, Urogenitaltrakt, Darm	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Paenibacillus spp.	Boden, Wasser	2	0	0	0	0	0	2	0	2	0	0
Pediococcus spp.	Fermentierte Lebensmittel	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Propionibacterium acnes	Haut	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Pseudomonas aeruginosa	Magen-Darm-Trakt	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0
R. dentocariosa	Mundhöhle	59	51	18	14	16	3	8	0	4	3	1
R.mucilaginoso	Mundhöhle, Atemwege	44	42	12	15	12	3	2	1	0	1	0
Rothia aerea	Mundhöhle	13	11	2	6	2	1	2	0	1	1	0
S. constellatus	Mundhöhle, Verdauungstrakt, Urogenitaltrakt	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
S. intermedius	Obere Atemwege, Verdauungstrakt, Fortpflanzungsorgane	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
S. mutans	Mundhöhle	3	2	0	1	0	1	1	0	1	0	0
S. parasanguinis	Mundhöhle, Biofilme	36	32	11	10	6	5	4	1	2	1	0
S. pneumoniae	Obere Atemwege	3	3	1	0	2	0	0	0	0	0	0
S. salivarius	Mundhöhle	48	44	11	16	13	4	4	0	3	1	0
S. sanguinis	Mundhöhle, Biofilme	52	43	6	20	13	4	9	0	5	4	0
S. spp.	Darm	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
S. vestibularis	Mundhöhle, Schleimhäute	28	28	11	10	4	3	0	0	0	0	0
S.gordonii	Haut, Mundhöhle, Darm	13	10	2	3	4	1	3	1	2	0	0
S.mitis	Mundhöhle, Rachen, Nasopharynx	45	43	7	21	12	3	2	0	2	0	0
S.oralis	Mundhöhle, Biofilme	32	29	10	12	6	1	3	1	2	0	0
Serratia liquefaciens	Darm, Wasser	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Serratia marcescens	Darm, Harntrakt, Atemwege	3	3	0	1	2	0	0	0	0	0	0
Staph. auricularis	Haut, Mundhöhle	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
Staph. caprae	Haut, Nasenschleimhaut	5	0	0	0	0	0	5	3	1	1	0
Staph. cohnii	Haut	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Staph. haemolyticus	Haut, Schleimhäute	12	0	0	0	0	0	12	2	5	4	1
Staph. hominis	Haut, Schleimhäute	62	12	2	6	3	1	50	11	27	6	6
Staph. lugdunensis	Haut	3	2	1	1	0	0	1	1	0	0	0
Staph. petrasii	Blut, Eiter	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Staph. pettenkoferi	Haut, Blut	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Staph. saprophyticus	Harntrakt, Vagina, Rectum	9	1	0	0	1	0	8	0	4	4	0
Staph. warneri	Haut	10	4	0	1	1	2	6	2	2	1	1
Staph.capitis	Haut, Schleimhäute	62	6	1	2	3	0	56	13	24	16	3
Staph.epidermidis	Haut, Schleimhäute	114	32	12	8	9	3	82	21	38	18	5
Staphylococcus aureus	Haut, Schleimhäute	13	10	4	4	1	1	3	0	3	0	0

Anhang

Stenotrophomonas maltophilia	Wasser, Boden, Atemwege	2	1	1	0	0	0	1	0	0	1	0
Streptococcus anginosus	Mundhöhle	6	6	3	1	0	2	0	0	0	0	0